Health and Welfare Canada
Santé et Bien-être social Canada

# INFECTION CONTROL GUIDELINES

I PREVENTION OF INTRAVASCULAR INFECTIONS

II PREVENTION OF SURGICAL WOUND INFECTIONS

III PREVENTION OF NOSOCOMIAL PNEUMONIA

IV PREVENTION OF URINARY TRACT INFECTIONS

Canada

# INFECTION CONTROL GUIDELINES

Bureau of Infection Control
Health Protection Branch
and
Health Services Directorate
Health Services and Promotion Branch

Published by the authority of the
Minister of National Health and Welfare
1985

Également disponible en français sous le titre
"Guide de prévention des infections"

**IMPORTANT**

The information contained in these Guidelines was current at the time of publication. When using the Guidelines it should be remembered that certain aspects of medical technology are advancing rapidly. Should you identify any out of date material in the text, please inform:

Director
Bureau of Infection Control
Laboratory Centre for Disease Control
Health Protection Branch
Department of National Health and Welfare
Ottawa, Ontario
K1A 0L2

Further copies of these guidelines can be obtained from the above address.

## TABLE OF CONTENTS


| | Page |
|---|---|
| **INTRODUCTORY STATEMENT** | iv |
| **LIST OF STEERING COMMITTEE PARTICIPANTS** | v |
| **GENERAL INTRODUCTION** | viii |
| **GUIDELINES** | |
| I GUIDELINES FOR PREVENTION OF INTRAVASCULAR INFECTIONS | 1 |
| II GUIDELINES FOR PREVENTION OF SURGICAL WOUND INFECTIONS | 23 |
| III GUIDELINES FOR PREVENTION OF NOSOCOMIAL PNEUMONIA | 41 |
| IV GUIDELINES FOR PREVENTION OF URINARY TRACT INFECTIONS | 61 |
| **APPENDIX** | 73 |
| CDC CONSENT FOR ADAPTION OF GUIDELINES | 74 |

## INTRODUCTORY STATEMENT

The primary objective, in developing clinical guidelines at the national level, is to assist health care professionals in improving the quality of patient care. Guidelines for the control of infection are needed to assist in developing policies, procedures and evaluative mechanisms in order to ensure an optimal level of care.

The Bureau of Infection Control of the Laboratory Centre for Disease Control, Health Protection Branch, has, as its primary responsibility, the mandate to assist hospitals to develop programs for the prevention and monitoring of infection. It is due to the identified need for specific guidelines in this area that the Bureau has undertaken, with the assistance of the Health Services Directorate the Health Services and Promotion Branch, the development of guidelines that are specific to the Canadian scene. The Bureau, acknowledging the expertise in the field of guidelines development that the Health Services Directorate could provide, requested that the Directorate provide project coordination for and professional input to the guidelines program.

The guidelines herein are the first of a series that will be developed by working groups. The uniqueness of the guidelines covering intravascular infections, surgical wound infections, nosocomial pneumonia and urinary tract infections, is that they are Canadian adaptions of the guidelines developed by the Centers for Disease Control (CDC) in the United States of America. These guidelines are widely used and respected in Canada, and have been adapted, with the consent of CDC, to enable more rapid application and to avoid the needless repetitive activity of developing similar guidelines for Canadian usage.

The adaption of the CDC Guidelines for the Prevention and Control of Nosocomial Infections was undertaken by the Steering Committee on Infection Control Guidelines Development. The members of the committee represent expert practitioners in the field of infection control from three health care professions.

Both encouragement of research and frequent revision and updating to keep pace with advances in the field are necessary if guidelines are to achieve the purpose for which they have been developed.

The Steering Committee acknowledges, with sincere appreciation, the many practising health professionals and others who contributed advice and information to this endeavour.

## LIST OF PARTICIPANTS

The membership of the Steering Committee on Infection Control Guidelines Development, which was responsible for the adaption, in 1983, of the CDC guidelines contained in this volume, is as follows:

Dr. Joseph Losos (Chairman)
Director
Bureau of Infection Control
Laboratory Centre for Disease Control
Health Protection Branch
Department of National Health and Welfare
OTTAWA, Ontario

Dr. Michel Brazeau
Scientific Director
Quebec Public Health Laboratory
STE-ANNE DE BELLEVUE, Quebec

Mrs. Beverly Campbell
Nurse Consultant
Division of Infection Control
Bureau of Infection Control
Laboratory Centre for Disease Control
Health Protection Branch
Department of National Health and Welfare
OTTAWA, Ontario

Dr. Anthony Chow
Head
Division of Infections Diseases
Department of Medicine
Vancouver General Hospital
VANCOUVER, British Columbia

Mrs. Diane Elder
Infection Control Coordinator
Department of Pathology
McMaster University
HAMILTON, Ontario

Dr. E. Lee Ford-Jones
Hospital Epidemiologist
Division of Infectious Diseases
Department of Paediatrics
The Hospital for Sick Children
TORONTO, Ontario

Mrs. Denise Gauthier
Infection Control Practitioner
Queen Elizabeth Hospital
MONTREAL, Quebec

Miss Carol Goldman
Infection Control Nurse
Mount Sinai Hospital
TORONTO, Ontario

Mrs. Margaret King-Collier
Nurse Epidemiologist
University of Alberta
EDMONTON, Alberta

Mrs. Irene Krahn
Director
Occupational Health and Safety Services
Hospital Occupational Health and Safety Services
Ontario Hospital Association
DON MILLS, Ontario

Dr. T. Marrie
Director
Infectious Diseases Program
Victoria General Hospital
HALIFAX, Nova Scotia

Dr. James H. Murray
Associate Executive Director
Canadian Council on Hospital Accreditation
OTTAWA, Ontario

Dr. Michael Noble
Clinical Microbiologist
Department of Pathology
Health Sciences Centre
University of British Columbia
VANCOUVER, British Columbia

Mrs. D. Pequegnat
Infection Control Officer
Ottawa Civic Hospital
OTTAWA, Ontario

Dr. P. Riben
Chief
Division of Infection Control
Bureau of Infection Control
Laboratory Centre for Disease Control
Health Protection Branch
Department of National Health and Welfare
OTTAWA, Ontario

Dr. Allan Ronald
Professor and Head
Department of Medical Microbiology
University of Manitoba
Health Sciences Centre
WINNIPEG, Manitoba

COORDINATOR

Miss Marjorie Carroll
Nursing Consultant
Institutional and Professional Services Division
Health Services Directorate
Health Services and Promotion Branch
Department of National Health and Welfare
OTTAWA, Ontario

## GENERAL INTRODUCTION

These guidelines have been adapted for use in Canada from the "Guidelines for the Prevention and Control of Nosocomial Infections", published by the Center for Disease Control, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service.

The same ranking scheme for each recommendation in the guidelines has been used. A summary of the ranking scheme follows:

**Category I: Strongly Recommended for Adoption**

Measures in Category I are strongly supported by well designed and controlled clinical studies that show effectiveness in reducing the risk of nosocomial infections or are viewed as useful by the majority of experts in the field. Measures in this category are judged to be applicable to the majority of hospitals regardless of size, patient population, or endemic nosocomial infection rate and are considered practical to implement.

**Category II: Moderately Recommended for Adoption**

Measures in Category II are supported by highly suggestive clinical studies or by definitive studies in institutions that might not be representative of other hospitals. Measures that have not been adequately studied, but have a strong theoretical rationale indicating that they might be very effective, are included in this category. Category II measures are judged to be practical to implement. They are not considered a standard of practice for every hospital.

**Category III: Weakly Recommended for Adoption**

Measures in Category III have been proposed by some investigators, authorities, or organizations, but, to date, they lack both supporting data and a strong theoretical rationale. Thus, they might be considered as important issues that require further evaluation and they might be considered by some hospitals for implementation, especially if such hospitals have specific nosocomial infection problems or sufficient resources.

Recommendations that advise against the adoption of certain measures can be found in the guidelines that follow. These negative recommendations are also ranked into one of the three categories depending on the strength of the scientific backing or opinions of the members of the

working group. A negative recommendation in Category I means that scientific data or prevailing opinion strongly indicate that the measure not be adopted. A negative recommendation in Category III means that, given the available information, the measure under consideration should probably not be adopted. Such a measure, however, requires further evaluation.

# I. GUIDELINES FOR THE PREVENTION OF INTRAVASCULAR INFECTIONS


| | Page |
|---|---|
| **Intravenous Therapy Related Infections** | 2 |
| Introduction | 2 |
| Epidemiology | 2 |
| Control Measures | 5 |
| Recommendations | 8 |
| References | 12 |
| **Intravascular Pressure Monitoring Systems** | 15 |
| Introduction | 15 |
| Epidemiology | 15 |
| Recommendations | 17 |
| References | 20 |

## INTRAVENOUS THERAPY RELATED INFECTIONS

### Introduction

Intravenous (IV) therapy is an integral part of modern patient care and is given to approximately 30% to 50% of hospitalized patients, especially those who are seriously ill. An IV system offers a ready means of direct access to a patient's vascular system for hemodynamic monitoring and for administering numerous agents that cannot be administered as effectively by other means. Unfortunately, IV systems also provide a potential route for microorganisms to enter the vascular system by bypassing normal skin defense mechanisms; these organisms can cause serious infection if they are allowed to enter and proliferate in the IV cannula (catheter) wound or IV fluid. IV therapy, therefore, is a potential cause of serious illness or death for hospitalized patients.

### Epidemiology

IV related infections consist of those related to microbial contamination of the cannula and the cannula wound (cannula related) and those related to microbial contamination of the infusate (infusate related). Most IV related infections are cannula related. Cannula related infections are generally endemic, i.e., not part of an outbreak, while most recognized infusate related infections are epidemic.

Cannula related infections, which can occur with or without fever or bacteremia, include purulent thrombophlebitis, cellulitis, and "occult IV site infection". These infections are frequently preceded by or associated with phlebitis (usually characterized by warm, erythematous skin over an indurated or tender vein). Although phlebitis can be caused by infection, it is usually caused by mechanical or chemical irritation from the cannula or infusate. Purulent thrombophlebitis often has the same signs and symptoms as uncomplicated phlebitis but, in addition, is characterized by gross or microscopic evidence of suppuration within the lumen of the vessel. Pus sometimes drains spontaneously from the cannula wound but pressure may be required to express it. This infection is dangerous in that it frequently leads to high-grade bacteremia and often requires surgical removal of the vein for resolution. Cellulitis is characterized by warm, erythematous, and often tender and edematous skin surrounding the site of cannula insertion; pus is rarely detectable. "Occult IV site infection" is a broadly defined term used to describe infections that characteristically do not produce much (if any) pus or inflammation at the IV site. Early in their course, these infections often have no systemic symptoms or signs. However, because they are the most common cannula related infections, they probably cause bacteremia more frequently than purulent thrombophlebitis or cellulitis do. Thus, occult IV site infections pose an important and difficult diagnostic problem; diagnosis may depend on culturing of the cannula.

Factors that influence a patient's risk of acquiring a cannula related infection include:

- patient susceptibility to infection, for example, certain burn and immunocompromised patients are more susceptible to these infections;
- the type of cannula used; for example, plastic cannulas are generally associated with a higher rate of infection than steel ("scalp-vein") cannulas;
- the method of insertion, for example, cannulas inserted by cutdown appear to be associated with a higher rate of infection than those inserted percutaneously;
- duration of cannulation, for example, peripheral cannulas that have been in continuous use for longer than 48-72 hours are associated with a marked increased rate of infection;
- the purpose of the cannula, for example, central cannulas that are used for monitoring central venous pressure (CVP) are associated with comparatively high rates of infection.

Because of differences among hospitals with regard to the factors that influence infection risk, reported rates of infection vary considerably. However, the frequency of two important complications has been estimated by combining data from a number of hospitals. Purulent thrombophlebitis occurs in about 0.2% and IV related bacteremia in less than 1% of all patients who receive IV therapy (1).

Staphylococcus aureus, a gram-positive bacterium, is the single microorganism most frequently recovered from cannula related infections, accounting for about 30% of the pathogens identified, but gram-negative bacteria (as a group) account for about 50% (1). The spectrum of pathogens does not appear to differ with the type of cannula used or hospital service, but the use of antibiotic and antiseptic ointments at the cannula site can change the flora encountered (e.g., from bacteria to fungi) and their antibiotic susceptibility patterns.

Determining whether bacteremia is related to the cannula is frequently difficult, since skin flora, especially Staphylococcus epidermidis, predominate when catheter tips are routinely cultured in broth, and the large majority of these organisms are not suspected of causing infection. Maki et al., however, described a semiquantitative method of culturing IV cannulas that appears to distinguish infection from contamination (2,3). High density colonization of the cannula, as determined by this culture technique, corellates significantly with IV related bacteremia and local inflammation.

Because frequent culturing is expensive and because most cannulas are not associated with infection, hospital personnel need to know when culturing an IV cannula is most likely to be helpful. In general, culturing should be useful whenever IV related infection is suspected. Purulent thrombophlebitis or cellulitis as an IV site strongly suggests the presence of an IV related infection, but culturing

the cannula can confirm the diagnosis and isolate the causative organism; any gross pus should be gram stained and cultured also. Culturing the cannula is also likely to be helpful whenever a patient receiving IV therapy develops fever or bacteremia and no focus of infection is apparent, culturing by the semiquantitative method can detect infection even when there is no visible evidence of infection at the IV site.

Infections related to microbial contamination of infusate occur much less frequently than cannula related infections, but when they do occur, they are generally epidemic (4,5). Contamination can occur during manufacturing and before use (intrinsic contamination) or during hospital preparation of use (extrinsic contamination) when organisms are introduced during manipulation of the IV bottle, tubing, or devices connected to the tubing (piggy back infusions, stopcocks, etc.).

Sepsis from the administration of contaminated infusates may be clinically indistinguishable from sepsis from other causes, but suspicion of this problem should be aroused when:

- signs and symptoms of sepsis appear immediately or shortly after infusion is initiated, especially when they occur in a patient in whom sepsis is unlikely and when there is no apparent focus of bacteremia;
- antibiotic therapy with appropriate agents fails to resolve the sepsis as long as the infusion continues;
- the patient rapidly improves when IV therapy is discontinued, with without the use of antibiotics;
- the same organism is isolated from the patient's infusate and blood.

Infections caused by contaminated infusate are almost exclusively due to gram-negative bacilli, primarily members of the tribe Klebsiellae (Klebsiella, Enterobacter, and Serratia species), although Citrobacter freundii and Pseudomonas thomasii (cepacia) have also been implicated in epidemics. These organisms are able to proliferate in glucose containing IV fluid; most other organisms either die or do not proliferate in such fluid (4,5). Isolation of one of these organisms from the bloodstream of a patient believed to have IV related infection should suggest contaminated infusate rather than the more frequent cannula related infection, although either may be responsible. When these organisms have been isolated in epidemics caused by intrinsically contaminated infusate their antibiotic susceptibility patterns have often been distinct from nosocomial bloodstream pathogens usually encountered in the institution, in that they have not demonstrated the usual multiple antibiotic resistance patterns (5).

Hyperalimentation fluids, especially those containing crystalline amino acids, inhibit the growth of most microorganisms. However, Candida can proliferate in such fluids, albeit slowly (6). Lipid

emulsions support rapid growth of a variety of microorganisms (7). Infection control recommendations for hyperalimentation will not be discussed in this guideline.

**Control Measures**

Most control measures dealing with IV therapy are designed to encourage proper use of cannulas since cannula related infections account for most IV related infections. One of the first steps in initiating IV therapy is to decide what type of cannula should be used. Steel needle cannulas have been associated with a lower risk of infection than plastic cannulas; however, tne studies that have compared them have not been specifically randomized and controlled for type of cannula. Recently, a randomized controlled study comparing steel and plastic cannulas showed no difference in the rates of infection related to the 2 types of cannulas (8); however, this study excluded some patients at highest risk of infection, those in intensive care units, and was done in a hospital with an IV team that routinely changed cannulas at least every 72 hours. It appears reasonable to conclude from this study that plastic cannulas are safe for routine use in hospitals where all cannulas are changed every 48-72 hours (such as may be done by an IV team). In addition, because plastic cannulas tend to infiltrate or dislodge less frequently than steel cannulas, they are indicated whenever a secure access to the vascular system is needed and even temporary interuption of IV therapy might have serious sequalae. Further, plastic cannulas must be used for cannulation of central veins. Otherwise, stainless steel cannulas are probably safer for IV infusions.

The method and site of cannula insertion also appear to affect the rate of IV related infections and complications. Insertion by percutaneous puncture rather than by cutdown is associated with a lower risk of infection (1). In adults, upper extremity, subclavian, and jugular sites of cannula insertion are associated with fewer complications, especially thrombophlebitis, than lower extremity sites.

Since most IV related infections are postulated to result from inward progression of microorganisms contaminating the cannula wound, many control measures are aimed at preventing contamination of the insertion site. These include handwashing by personnel before cannula insertion, preparation of the IV site with an antiseptic, and application of an antibiotic or antiseptic ointment at the skin-cannula junction at the time of insertion. Topical polyantibiotic ointments appear to reduce infections when used for insertions requiring a cutdown and may be efficacious for other insertions. Antiseptic ointments (e.g., povidone iodine ointments) afford little, if any, benefit for most insertions (9,10).

Other measures intended to prevent contamination of the insertion site include use of sterile dressings, acetone, subcutaneous tunneling, and methods of securing the cannula:

- Covering the IV site with a sterile dressing should reduce contact with contaminated hands and other objects. A semi-permeable membrane dressing is for use on wounds, can be used for IV cannula wounds;
- Cleaning the insertion site with acetone has been recommended to remove organic debris that may support bacterial growth, but this practice does not appear to prevent infection and appears to increase skin irritation (11);
- Inserting the cannula so that it enters the skin at a site away from where it enters the vein, i.e., subcutaneous tunneling, is a technique advocated for cannulas that are inserted into central veins and is intended (but this has not been proven) to block inward migration of microorganisms that contaminate the insertion site (12,13);
- Securing the IV cannula after insertion may reduce motion that can injure the vein or, possibly, allow organisms to be pushed deeper into the cannula wound.

Regular maintenance and observation of the IV site is directed toward prevention or at least, early detection of IV related complications, such as phlebitis, or other signs that may indicate infection. Many experts recommend inspecting the IV site every 24 hours because this seems to be an adequate interval to detect early complications. Visual inspection of the insertion site is probably not necessary if:

- The site is palpated gently through the intact dressing and no pain or tenderness is present;
- the patient has no unexplained fever;
- peripheral cannulas are removed every 48-72 hours.

Removing of peripheral cannulas after 48-72 hours is recommended because of the sharp increase in the rate of infection after this length of time. Recording the date and time of cannula insertion in the medical record or in another easily accessible location has been advocated to remind personnel of when to inspect the site or remove the cannula.

Control of infections related to contaminated infusate depends on:

- adequate manufacturing and quality control processes to ensure sterility;
- aseptic compounding in hospitals;
- prompt use of compounded parenterals;
- procedures to prevent inuse contamination.

Other than reporting suspected intrinsic contamination of IV fluids to the Bureau of Infection Control, Health Protection Branch, individual hospitals generally cannot influence the first condition but can influence the last three.

Compounding of parenterals in the pharmacy rather than in patient care areas might improve quality control and reduce exposure to hospital pathogens that can contaminate parenterals, especially if pharmacists are trained and experienced. Inspection of the IV container before compounding can detect leaks, cracks, or precipitants that suggest contamination, although it must be recognized that fluid contaminated with more than $10^8$ bacteria per litre can appear normal and clear. Refrigeration will retard growth of microorganisms in IV fluid, and with hyperalimentation fluid, refrigeration at 4°C has been shown to prevent growth for at least 7 days (6). However, the effect of refrigeration at temperatures higher than 4°C., a condition that probably exists in many hospital refrigerators, has not been studied. At room temperature, organisms that grow in IV fluid, mainly those of the tribe Klebsiellae, can proliferate to large numbers in 24 hours, thus, experts usually recommend refrigeration of admixed IV fluids until use and discarding inuse IV fluids after 24 hours.

Administration sets and the fluid flowing through them can become contaminated during inuse manipulations, such as injecting medications and flushing lines, of the IV system. Special ports in the administration set are designed to reduce contamination by providing a means of adding medications without disconnecting a closed IV system. Once contaminated, sets can act as a nidus for microbial proliferation. Therefore, routine changing is recommended. However, there is controversy about the proper interval for such changes. A 48 hour interval seems to result in no excess infection when compared with a 24 hour interval (14,15).

For administration sets used for hyperalimentation, a 24-hour changing interval is recommended by most authorities, although these sets appear no more prone to contamination than sets used for other types of infusions. In addition, some authorities recommend changing sets immediately after the administration of blood, blood products, or lipid emulsions because these agents greatly increase the spectrum of organisms that grow in IV fluid (16).

Some individuals and institutions have introduced additional measures to reduce IV related infection. Many hospitals, recognizing that even the best IV care protocols are not always followed by busy physicians and nurses, have instituted specially trained IV teams to insert IV cannulas and maintain IV cannulas and infusions. These teams, especially those used for hyperalimentation, appear promising in reducing IV related infections, however, no controlled trial has studied their

effectiveness.. IV filters have been added to the terminal end of administration sets in some institutions but have not been shown to reduce IV related infection, they are, however, advocated by some for preventing a variety of noninfection complications of IV therapy.

**Recommendations**

1. **Indications for Use:**

   Intravenous (IV) therapy should be used only for definite therapeutic or diagnostic indications. **Category I**

2. **Choice of Cannulas for Peripheral Infusions:**

   a. Plastic cannulas are acceptable for routine peripheral IV infusions if and only if the hospital can be sure that cannulas are replaced every 48-72 hours such as can be done by an IV team. **Category II**
   b. Otherwise, stainless steel cannulas should be used for routine peripheral IV infusions, and plastic cannulas should be reserved for those clinical settings when a secure route for vascular access is imperative. **Category II**

3. **Handwashing:**

   a. Hospital personnel should wash their hands before inserting an IV cannula. **Category I**
   b. Soap and water is adequate for handwashing for most insertions, but an antiseptic should be used before insertion of central cannulas and cannulas requiring a cutdown. **Category II**
   c. Sterile gloves should be worn for insertion of central cannulas requiring a cutdown. **Category I**

4. **Choice of Site:**

   In adults, the upper extremity (or if necessary, subclavian and jugular sites) should be used in preference to lower extremity sites for IV cannulation. All cannulas inserted into a lower extremity should be changed as soon as a satisfactory site can be established elsewhere. **Category I**

5. **Site Preparation:**

   a. The IV site should be scrubbed with an antiseptic prior to venipuncture. **Category I**
   b. Tincture of iodine (1%-2%) is preferred, but chlorhexidine, iodophors, or 70% alcohol can be used. The antiseptic should be applied liberally and allowed to remain in contact for at least 30 seconds prior to venipuncture. **Category II**

c. Neither aqueous benzalkonium like compounds nor hexachlorophene should be used to scrub the IV site. **Category I**

6. **Procedures Accompanying Insertion:**

a. A topical antibiotic or antiseptic ointment should be applied at the IV site immediately after cannula insertion, especially for insertions by cutdown. **Category II**
b. The cannula should be secured to stabilize it at the insertion site. **Category I**
c. A sterile dressing should be applied to cover the insertion site. The dressing, and not tape, should cover the wound unless the tape is sterile. **Category I**
d. The date of insertion should be recorded in a place where it can easily be found. **Category I** (The date may be recorded in the medical record and, if feasible, also on the dressing or tape.)

7. **Maintenance of IV Site:**

a. Patients with intravenous devices should be evaluated at least daily for evidence of cannula related complications. This evaluation should include gentle palpation of the insertion site through the intact dressing. If the patient has an unexplained fever or there is pain or tenderness at the insertion site, the dressing should be removed and the IV site inspected. **Category I**
b. For peripheral cannulas that must remain in place for prolonged periods, the IV site should be inspected and dressed with a new sterile dressing at 48-72 hours. Thereafter, the site should be inspected and dressed regularly (the optimal frequency of dressing cannula sites in this situation is not known). **Category II**
c. Antibiotic or antiseptic ointment, if used, should be reapplied with each dressing change. **Category II**

8. **Replacement of Peripheral Cannula:**

If prolonged IV therapy with a peripheral cannula (including heparin lock devices and peripheral cannulas inserted by a cutdown) is indicated, the cannula should be changed and a new cannula inserted every 48-72 hours provided no IV related complications requiring cannula removal are encountered before this. Cannulas inserted without proper asepsis, for example, those inserted in an emergency, should be replaced at the earliest opportunity. **Category I** (Peripheral cannulas may occasionally have to be used for longer than 48-72 hours if another peripheral site cannot be found.)

9. **Special Procedures for Central Cannulas (those whose tips lie in the large central vessels):**

a. Central cannulas should be inserted with aseptic technique and sterile equipment. Gloves and drapes are usually required to achieve this objective. **Category I**
b. All central cannulas should be removed when they are no longer medically indicated or if they are strongly suspected of causing sepsis. **Category I**
c. Central cannulas that are inserted through a subclavian or jugular approach, except those used for pressure monitoring, need not be changed routinely. **Category I** (The proper frequency for changing cannulas that are used for pressure monitoring, for example, those used to measure pulmonary artery or central venous pressure, is not known.)
d. Central cannulas that are inserted through a peripheral vein should be treated as peripheral cannulas (see appropriate recommendations above.) **Category I**
e. For central cannulas that must remain in place for prolonged periods, the insertion site should be inspected and dressed with a new sterile dressing every 48-72 hours. **Category II**

10. **Maintenance and Administration Sets:**

a. IV administration tubing, including "piggy back" tubing, should be routinely changed every 48 hours. **Category I**
b. Tubing used for hyperalimentation should be routinely changed every 24-48 hours. **Category II**
c. Tubing should also be changed after the administration of blood, blood products, or lipid emulsions. **Category III**
d. Between changes of components, the IV system should be maintained as a closed system as much as possible. All entries into the tubing, as for administration of medications, should be made through injection ports that are disinfected just before entry. **Category I**
e. Flushing or irrigation of the system to improve flow should be avoided. **Category II**
f. Blood specimens should not be withdrawn through IV tubing except in an emergency or when immediate discontinuation of the cannula and tubing is planned. **Category II**

11. **Changing parts of the IV System for Infection of Phlebitis:**

a. the entire IV system (cannula, administration set, and fluid) should be changed immediately if purulent thrombophlebitis, cellulitis, or IV related bacteremia is noted or strongly suspected. **Category I**
b. For phlebitis without signs of infection, the cannula should be changed. **Category I**

**12. Culturing for Suspected IV related Infections:**

a. If an IV system is to be discontinued because of suspected IV related infection, such as purulent thrombophlebitis or bacteremia, the skin at the skin-cannula junction should be cleaned with alcohol and the alcohol allowed to dry before cannula removal, and the cannula should be cultured using a semi quantitative technique (2,3). **Category II**

b. i) If an IV system is discontinued, because of suspected fluid contamination, the fluid should be cultured (5) and the implicated bottle saved. **Category I**

ii) If an IV system is discontinued because of suspected IV related bacteremia, the fluid should be cultured. **Category III**

iii) If contamination of fluid is confirmed, the implicated bottle and the remaining units of the implicated lot should be saved, and the lot numbers of fluid and additives should be recorded. **Category I**

iv) If intrinsic contamination (contamination during manufacturing) is suspected, the local health authorities, and the Bureau of Infection Control, Health Protection Branch, should be notified immediately. **Category I**

**13. Quality Control During and After Admixture:**

a. Parenteral and hyperalimentation fluids should be admixed (compounded) in the pharmacy unless clinical urgency requires admixture in patient care areas. **Category II**

b. Personnel should wash their hands before admixing parenterals **Category I**

c. All containers of parenteral fluid should be checked for visible turbidity, leaks, cracks, and particulate matter and for the manufacturer's expiration date before admixing and before use. If a problem is found, the fluid should not be used and should be sent to (or remain in) the pharmacy. **Category I**

d. In the pharmacy, a laminar flow hood should be used for admixing parenteral fluid. **Category I**

e. Single use (single dose) containers (vials) should be used for admixture whenever possible. When multiple use containers intended for intravenous use are opened, they should be marked with the date and time that the container is entered. The product label or package insert should be consulted to determine if refrigeration of the container is necessary. **Category II** (The proper storage temperature is product specific and is determined by many factors such as stability of ingredients and optimal activity of antibacterial preservatives, bacteria survival in some containers may be enhanced by refrigeration (17). Unless an expiration date is stated on

the product label or package insert, it is not known if multiple use containers, once entered, should be discarded after a specific or arbitrary length of time.)

f. A distinctive supplementary label should be attached to each admixed parenteral stating, as a minimum, the additives and their dosage, the date and time of compounding, the expiration time, and the person who did the compounding. **Category I**

g. All admixed fluids should be refrigerated or started within 6 hours of admixing. **Category I**

h. If necessary, admixed parenterals may be stored in the refrigerator for up to a week before use provided refrigeration is continuous and begins immediately after admixing. Other factors, such as stability of ingredients, may dictate a shorter storage time. **Category II** (This recommendation is intended to prevent waste of parenterals that are admixed for immediate use but, unexpectedly, cannot be used.)

i. Once started, all parenterals should be completely used or discarded within 24 hours. **Category I**

j. Infusions or lipid emulsions should be completed within 12 hours of starting. **Category I**

**14. IV Filters:**

Using IV inline filters is not recommended as a routine infection control measure. **Category II**

**15. IV Teams:**

Using professional, specially trained IV teams that insert and maintain IV cannulas may decrease the risk of IV related infections. **Category III**

**References**


1. Rhame, F.S. Maki, D.G. and Bennett, J.V. "Intravenous cannula associated infections"; Bennett, J.V. and Brachman, P.S. eds. Hospital Infections Boston: Little, Brown and Company; 433-42;1979.

2. Maki, D.G. Weise, C.E. and Sarafin, H.W. "A semiquantitative culture method for identifying intravenous-catheter-related infection"; N Engl J Med 296;1305-9;1977.

3. Band, J.D. Alvarado, C.J. and Maki, D.G. "A semiquantitative culture technic for identifying infection due to steel needles used for intravenous therapy"; Am J Clin Pathol 72:980-4;1979.

4. Maki, D.G. "Epidemic nosocomial bacteremias"; Wenzel, R.P. ed. Handbook of hospital acquired infection; Boca Raton; Florida: CRC Press, Inc. 371-512;1981.

5. Goldmann, D.A. Maki, D.G. and Bennett, J.V. "Intravenous infusion-associated infections"; Bennet, J.V. and Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston: Little, Brown and Company; 443-52;1979.

6. Goldmann, D.A. Martin, W.T. and Worthington, J.W. "Growth of bacteria and fungi in total parenteral nutrition solutions"; Am J Surg 126:314-8;1973.

7. Melly, M.A., Meng, H.C. and Schaffner, W. "Microbial growth in lipid emulsions used in parenteral nutrition"; Arch Surg 110:1479-81;1975.

8. Tully, J.L. Friedland, G.H. and Goldmann, D.A. "Complications of intravenous therapy with steel needless and small-bore teflon catheters"; Am J Med 70:702-6;1981.

9. Moran, J.M. Atwood, R.P. and Row, M.I. "A clinical and bacteriologic study of infections associated with venous cut-downs"; N Engl J Med 272:554-9;1965.

10. Maki, D.G. and Band, J.D. "Study of polyantibiotic and iodophor ointments in prevention of vascular catheter-related infection"; Am J Med 70:739-44;1981.

11. Maki, D.G. and MacCormick, K.N. "Acetone "defatting" in cutaneous antiseptsis"; Crit Care Med 9:202;1981.

12. Dudrick, S.J. Diller, B.G. and Wilmore, D.W. "Long term venous catheterization in infants"; Surg Gynecol Obstet 129:805-8;1969.

13. Von Meyenfeldt, M. Stapert, J. Wesdorp, R. et al. "Subclavian catheters to tunnel or not to tunnel?"; J Parenter Enter Nutr 3:511;1979.

14. Buxton, A.E. Highsmith, A.K. Garner, J.S. Stamm, W.E. Dixon, R.E. and McGowan, J.E. "Contamination of intravenous infusion fluid, Effects of changing administration sets"; Ann Intern Med 91:173-8;1979.

15. Band, J.D. and Maki, D.G. "Safety of changing intravenous delivery systems at longer than 24-hour intervals"; Ann Intern Med 91:173-8;1979.

16. Maki, D.G. Goldmann, D.A. and Rhame, F.S. "Infection Control in intravenous therapy"; Ann Intern Med 79:867-87;1973.

17. Lehmann, C.R. "Effects of refrigeration on bactericidal activity of four preserved multiple-dose injectable drug products"; Am J Hosp Pharm 34:1196-200;1977.

## INTRAVASCULAR PRESSURE MONITORING SYSTEMS

### Introduction

Invasive pressure monitoring systems are widely used in hospitals throughout Canada, usually for monitoring critically ill patients. These systems have many clinical applications, including monitoring the following pressures:

- peripheral arterial
- pulmonary wedge (through Swan-Ganz catheters)
- heart chamber
- umbilical artery
- intrauterine
- intracranial

This guideline, however, will primarily deal with electronic systems that are used to monitor intravascular pressures.

An electronic direct pressure monitoring system consists of a fluid filled cannula (catheter) with one end designed to be placed in the intravascular space (or body cavity) for which the fluid pressure is to be measured and with the other end designed to be connected to an electronic pressure transducer. The transducer converts fluid pressure into electric signals that can be displayed on a monitor. To assure accurate pressure measurement, the system must periodically be calibrated and the cannula and tubing must be kept free of blood clots and other obstructions that prevent free transmission of pressure waves. Thus, the cannula and tubing must be flushed to prevent blood clots from forming at the tip of the cannula. Flushing can be continuous, using a device to deliver a constant flow of several milliliters per hour of flush solution, or intermittent, using a syringe and a stopcock, although the latter method usually requires invasion of a closed system.

A variety of transducers and other components for pressure monitoring systems are available for use. Some of these are designed to withstand reprocessing, while others are disposable.

### Epidemiology

Many complications of invasive pressure monitoring have been described in the medical literature (1-6). Infectious complications have resulted in significant morbidity and even death in the patients being monitored (1-5,7-15). Because these complications might be preventable with appropriate care of the equipment and patient, special attention must be given to using correct techniques (1,10,11).

Intravascular pressure monitoring is probably the most commonly used type of invasive pressure monitoring. Bacteremia is the most frequent infectious complication reported in association with intravascular

pressure monitoring (1,7-9,11). Bacteremia can occur either from contamination of fluid and monitoring components external to the skin or from infection of the cannula insertion site (cannula related bacteremia) (11). Most epidemics of bacteremia appear to be caused by hospital acquired contamination of fluid and components external to the skin, such as transducer heads or domes; the importance of external components in infections is supported by the finding that replacing the disposable dome and delivery system every 48 hours virtually eliminates the risk of fluid contamination and related bacteremia (1).

In initial reports of epidemics related to intravascular monitoring, bacteremia was reported to have occurred in patients monitored with a system that had a reusable dome as an integral part of the transducer. In these epidemics, microorganisms causing bacteremia were isolated from the heads of in use transducers. Once contaminated, these transducers apparently acted as a reservoir of microorganisms because the transducers received inadequate cleaning and disinfection between patient uses (7,8). These epidemics abruptly ceased after measures were taken to prevent recontamination of transducer heads and domes.

Disposable domes were designed to reduce the risk of infections related to pressure monitoring by incorporating a thin membrane to separate the fluid space in contact with the vascular system from any microorganisms that contaminate the transducer head (9). Several outbreaks investigated since 1975, however, have occurred in patients monitored with transducers fitted with disposable domes (9,15). Contamination of the interspace between the transducer and the protective dome membrane has occurred consistently in these outbreaks, but similar contamination of stopcocks and sampling ports in the system has also been documented. It is believed that contamination of the exterior of the system, perhaps at assembly (15), results in contamination of flush fluid and then bacteremia, but the precise mechanism remains undocumented.

In addition to bacteremia associated with the flush fluid, localized infection at the site of cannula insertion also occurs. With arterial cannulas, this is more common than insertion by surgical cutdown than by percutaneous puncture (11). The frequency of infection related to arterial pressure monitoring, both local and systemic, increases significantly if the cannula is left in place for more than 4 days (11).

Infectious complications have also been reported following monitoring of intracranial pressure and intrauterine pressure during labour (4,6,12-14). Although some infection control recommendations for systems used to monitor these pressures may be similar to those used to monitor intravascular pressure, the following recommendations are intended for the latter.

b. An antiseptic handwashing agent is preferred, but soap and water can be used. **Category II**

c. i) Sterile gloves should be worn for insertion of central cannulas for pressure monitoring (for example, pulmonary artery and central venous cannulas) and for peripheral cannulas requiring a cutdown. **Category I**

ii) Sterile gloves should be worn for insertion of other intravascular cannulas used for pressure monitoring. **Category III**

5. **Insertion and Maintenance:**

Recommendations for insertion and maintenance of intravascular pressure monitoring systems are similar to those recommended for intravenous cannulas:

a. The site chosen for cannula insertions should be scrubbed with an antiseptic prior to insertion of the cannula. **Category I**

b. Tincture of iodine (1%-2%) is preferred for the insertion site, but chlorhexidine, iodophors, or 70% alcohol can be used. The antiseptic should be applied liberally and allowed to remain in contact for at least 30 seconds before insertion. **Category II**

c. Neither aqueous benzalkonium like compounds nor hexachlorophene should be used to scrub the insertion site. **Category I**

d. A topical antibiotic or antiseptic ointment should be applied at the insertion site immediately after cannula insertion especially for insertions by cutdown. **Category II**

e. Central and cutdown cannulas should be inserted with aseptic technique and sterile equipment. Gloves and drapes are usually required to achieve this objective. **Category I**

f. The cannula should be secured to stabilize it at the insertion site. **Category I**

g. A sterile dressing should be applied to cover the insertion site. The dressing, and not tape, should cover the wound unless the tape is sterile. **Category I**

h. The date of insertion should be recorded in a place where it can easily be found. **Category I** (The date may be recorded in the medical record and, if feasible, on the dressing or tape.)

i. Patients with intravascular devices should be evaluated at least daily for evidence of cannula related complications. This evaluation should include gentle palpation of the insertion site through the intact dressing. If the patient has an unexplained fever or there is pain or tenderness at the insertion site, the dressing should be removed and the site inspected. **Category I**

j. For peripheral cannulas that must remain in place for prolonged periods, the insertion site should be inspected and dressed with a new sterile dressing at 48-72 hours. There-

## Recommendations

**1. Indications for Use:**

Invasive pressure monitoring should be used only in clinical situations in which information gathered by this technique can clearly influence decisions in patient management. **Category I**

**2. Assembly:**

a. Disposable components that are preassembled and sterile packaged by the manufacturer should be used when possible. **Category II**

b. Pressure monitoring systems should be assembled in the simplest arrangement possible. Sterile items, including disposable domes and lines, should be kept in their sterile wrapping until needed. These items and the transducer should not be assembled hours or days before the time of actual need even if this is to prepare for a possible emergency. Most important, systems should never be filled with flush solution and stored (since even a few microorganisms inadvertently introduced into the solution at the time of assembly can rapidly multiply during storage). **Category I**

c. In disposable domes and transducers, the space between the transducer head and dome membrane should be left dry or, if fluid is required, the space should be filled with normal saline, bacteriostatic water, or 70% alcohol (if the manufacturer states that it will not damage the dome or transducer). Glucose-containing solutions should not be used since they are known to support the growth of many microorganisms. **Category I**

**3. Flushing Lines:**

a. Patency of pressure monitoring cannulas should be maintained through the use of a closed flush system rather than an open system that requires use of a syringe and stopcock. **Category II**

b. Flush solutions, i.e., those whose main purpose is to maintain patentcy of the cannula and which infuse very slowly or are given as intermittent boluses, should not contain glucose for the reasons stated above. **Category I**

**4. Handwashing:**

a. Hospital personnel should wash their hands before inserting a pressure monitoring cannula or manipulating a pressure monitoring system, such as to draw a blood specimen. **Category I**

after, the site should be inspected and dressed regularly (the optimal frequency of dressing cannula sites in this situation is not known. **Category II**

k. For central cannulas that must remain in place for prolonged periods, the insertion site should be inspected and dressed with a new sterile dressing every 48-72 hours. **Category II**

l. Antibiotic or antiseptic ointment, if used, should be reapplied with each dressing change. **Category II**

**6. Calibration:**

During calibration of a pressure monitoring system, contact should not occur between the sterile fluid column in the cannula and tubing and nonsterile solutions or equipment. **Category I**

**7. Obtaining Specimens:**

a. Ideally, pressure monitoring systems should be maintained as closed systems. Stopcocks, if used, should be covered. **Category I**

b. Arterial pressure monitoring systems should be used primarily to monitor blood pressure and to obtain specimens for arterial blood gas analysis. Routine blood specimens, if they are to be drawn from the arterial line, should be drawn at the same time as those for blood gas analysis, if possible, to keep the number of manipulations to a minimum. **Category I**

c. Care should be taken to ensure that all specimens be obtained aseptically; for example, syringes chilled in ice should not be allowed to contaminate the stopcocks or sampling ports (7). **Category I**

**8. Replacing Inravascular Monitoring Systems in Patients Requiring Prolonged Monitoring:**

a. The container of flush solution should be changed every 24 hours. **Category I**

b. The chamber dome, administration tubing, and continuous flow device (if used) should be replaced at 48-hour intervals. The position of the continuous flow device may be altered to obviate the need for replacing at 48 hours. **Category II** (It is not known whether the transducer needs periodic disinfection or sterilization during prolonged use on a single patient.)

c. Under special circumstances, such as following the reflux of blood into the tubing or domes or following countershock (which could damage the protective membrane of some disposable domes), replacement of the tubing and dome is desirable. **Category III**

d. Peripheral arterial cannulas should be left in place no longer than 4 days (11) if other sites for cannula insertion are available. **Category II**

e. Central cannulas for pressure monitoring that are inserted through a peripheral vein should be removed in 48-72 hours. **Category I** (These cannnulas may occasionally have to be used for longer than 48-72 hours if another insertion site cannot be found. The proper frequency for changing pressure monitoring cannulas inserted through a subclavian or jugular approach is not known.)

f. Cannulas for pressure monitoring should not be replaced over a guide wire if this is done solely for infection control. **Category II**

g. Intravascular pressure monitoring systems should be removed when they are no longer medically indicated and promptly discontinued or placed at another site if the initial site becomes infected or if tne monitoring system is suspected as the source of clinical sepsis or bacteremia. **Category I**

9. **Processing Transducers Before Reuse:**

a. Disposable components of the pressure monitoring system should not be resterilized and reused. **Category I**

b. i) After use, transducers (including transducer heads and reusable domes) should be cleaned, disinfected (high-level) with a chemical agent or sterilized with ethylene oxide, and stored in a manner to prevent recontamination before use on the next patient. **Category I** (The manufacturers of the transducer and reusable dome should be asked for recommendations about classes of disinfectants that will not injure the equipment and about proper methods of cleaning, sterilizing, and storing components.)

ii) Sterilization with ethylene oxide is recommended unless the manufacturer states that this method is not satisfactory. **Category II**

**References**


1. Maki, D.G. and Hassemer, C.A. "Endemic rate of fluid contamination and related septicemia in arterial pressure monitoring"; Am J Med 70:733-8;1981.

2. Emergency Care Research Institute; "Evaluation, blood pressure monitors"; Health Dev 5:8-22;1975.

3. Lantiegne, K.C. and Civetta, J.M. "A system for maintaining invasive pressure monitoring"; Hear Lung 7:610-21;1978.

4. McDowall, D.G. "Monitoring the brain"; Anesthes45:117-34;1976.

5. Finster, M. and Petrie, R.H. "Monitoring of the fetus"; Anesthes 45:198-215;1976.

6. Banta, H.D. and Thacker, S.B. "Costs and benefits of electronic monitoring: review of the literature"; National Center for Health Services Research; 1979. (DHEW publication no. (PHS) 79-3245).

7. Stamm, W.E. Colella, J.J. Anderson, R.L. and Dixon, RE. "Indwelling arterial catheters as a source of nosocomial bacteremia"; N Engl JMed 292:1099-1102;1975.

8. Weinstein, R.A. Stamm, W.E. Kramer, L. and Corey, L. "Pressure monitoring devices - overlooked source of nosocomial infection"; JAMA 236:936-8;1976.

9. Buxton, A.E. Anderson, R.L. Klimek, J. and Quintiliani, R. "Failure of disposable domes to prevent septicemia acquired from contaminated pressure transducers"; Chest 74:508-13;1978.

10. Retailliau, H.F. "Infection control with invasive pressure monitoring devices"; APIC Journal 7:13-7;1979.

11. Band, J.D. and Maki, D.G. "Infections caused by arterial catheters used for hemodynamic monitoring"; Am J Med 67:735-41;1979.

12. Gibbs, R. Jones, P.M. and Wilder, C.J.Y. "Internal fetal monitoring and maternal infection following cesarean section - prospective study"; Obstet Gynecol 52:193-7;1978.

13. Gassner, C. and Ledger, W.J. "The relationship of hospital-acquired maternal infection to invasive intrapartum monitoring techniques"; Am J Obstet Gynecol 126:33-7;1976.

14. Hagenk, D. "Maternal febrile morbidity associated with fetal monitoring and cesarean section"; Obstet Gynecol 46:260-2;1975.

15. Donwitz, L.G., Marsik, F.J., Hoyt, J.W., Wenzel, R.P. "Serratia marcescens bacteremia from contaminated pressure transducers"; JAMA 242:1749-51;1979.

## II. GUIDELINES FOR THE PREVENTION OF SURGICAL WOUND INFECTIONS


| | Page |
|---|---|
| Introduction | 24 |
| Epidemiology | 24 |
| Control Measures | 27 |
| Recommendations | 33 |
| References | 37 |

## Introduction

Patients who undergo a surgical operation are at high risk of having one or more nosocomial infections. These infections develop in more surgical patients (8%) than in any other patient group, and about 70% of all nosocomial infections throughout the hospital develop in patients who have an operation (1). Most infections in surgical patients, however, are not related to the wound but to instrumentation of the urinary and respiratory tracts. Thus, personnel who take care of these patients should be aware of measures to prevent nosocomial infections at all sites. Moreover, to prevent surgical wound infections, personnel who perform the operation must take the lead in instituting prevention measures, because the most important measures involve use of good surgical technique and are not easily instituted simply by making changes in hospital policy.

Surgical wound infections are the second most frequent nosocomial infection and are an important cause of increased costs, morbidity, and death for patients. They are divided into infections related to:

- the incisional wound;
- structures adjacent to the wound that were entered or exposed during an operation (sometimes called "deep infections").

Some 60%-80% of infections are incisional, and the rest are at adjacent sites for example, intra abdominal/retroperitoneal and deep soft tissue (1,2). This guideline deals primarily with incisional infections, although many recommendations in it will also help prevent other surgical wound infections. Burn wounds are not discussed.

## Epidemiology

In general, a wound can be considered infected if purulent material drains from it, even if a culture is negative or not taken (3). This definition has advantages when compared with those based on culture results because:

- a positive culture does not necessarily indicate infection, since many wounds, infected or not, are colonized by bacteria;
- infected wounds may not yield pathogens by culture because the pathogens are fastidious, culture techniques are inadequate, or the patient has been treated.

Because infections occur in a variety of ways and may not always produce significant purulent material, it is also useful to consider a wound infected (but not to consider a purulant wound uninfected) if the attending physician believes it to be. Unless the incision is involved, stitch absesses probably should not be considered infected wounds, but should be monitored and listed separately from other infections.

Wounds can be classified according to the likelihood and degree of wound contamination at the time of operation. A widely accepted classification scheme (3-5) is listed below:

**Clean Wounds:** These are uninfected operative wounds in which no inflammation is encountered, and neither the respiratory, alimentary, or genitourinary tract nor the oropharyngeal cavity is entered. In addition, they are elective, primarily closed, and if necessary, drained with closed drainage. Operative incisional wounds that follow nonpenetrating (blunt) trauma should be included in this category if they meet the criteria.

**Clean-Contaminated Wounds:** These are operative wounds in which the respiratory, alimentary, or genitourinary tract is entered under controlled conditions and without unusual contamination. Specifically, operations involving the biliary tract, appendix, vagina, and oropharynx are included in this category, provided no evidence of infection or major break in technique is encountered.

**Contaminated Wounds:** These include open, fresh, accidental wounds, operations with major breaks in sterile technique or gross spillage from the gastrointestinal tract, and incisions in which acute, nonpurulent inflammation is encountered.

**Dirty and Infected Wounds:** These include old traumatic wounds with retained devitalized tissue and those that involve existing clinical infection or perforated viscera. This definition suggests that the organisms causing postoperative infection were present in the operative field before operation.

This classification scheme has been shown in numerous studies to predict the relative probability that a wound will become infected. Clean wounds have a 1%-5% risk of infection; clean contaminated, 8%-11%; contaminated, 15%-17%; and dirty, over 27% (3,6). These infection rates were affected by many appropriate prevention measures taken during the studies, such as use of prophylactic antibiotics, and would have been higher if no prevention measures had been taken. In addition to its application to predicting the probability of infection, this classification has other uses. By standardizing many important factors other than surgical technique, it often allows valid comparison of wound infection rates associated with different techniques, surgeons, hospitals, etc. This comparison is useful for research and for increasing awareness of surgical wound infections. For a given operation, the clean wound infection rate, in particular, can be so standardized that it can be used by surgeons to compare their own infection rate, and by inference, technique, with that of other surgeons (6). The classification also serves to alert personnel to wounds at high risk of infection, for example, dirty wounds, and thus enable personnel to take appropriate preventive and surveillance measures.

Although the degree of operative contamination of wounds is important in determining the risk of infection, so are many host and local wound factors. The host factors leading to increased risk may include very young or old age, marked obesity, presence of a perioperative infection, use of steroids (glucocorticoid), and, possibly, diabetes and severe malnutrition (3). Local wound factors associated with high risk include presence of devitalized tissue or foreign bodies and poor blood supply to the wound. The location of the wound can also affect the likelihood of infection, wounds located in areas that are easily contaminated, for example, near the anus, are more frequently infected.

Surgical wound infections are usually localized to the wound and do not, with appropriate treatment, result in major complications. However, infection can result in several kinds of severe local and systemic complications. Local ones include destruction of tissue and separation of the wound, failure of the operation, incisional and deep hernias, septic thrombophlebitis, recurrent pain, and disfiguring and disabling scars. Systemic complications are numerous and include fever; increased metabolic demands that sometimes result in malnutrition; bacteremia; shock; metastatic infection; failure of vital organs remote from infection; and death. The frequency and severity of each complication depends in large part on the infecting pathogen and on the site of infection. For example, Streptococcus viridans is unlikely to cause a severe infection unless it invades the vascular system, whereas a group A streptococcal infection is likely to be severe regardless of the site. Further, any infection involving an implanted foreign body or substantial necrotic tissue is likely to have serious sequelae regardless of the pathogen involved.

As determined by reports to the National Nosocomial Infection Study (NNIS), gram-negative bacteria (as a group) make up the majority of pathogens isolated from surgical wounds. However, Staphylococcus aureus is the most frequently isolated single pathogen. Pathogens other than bacteria, for example, fungi and viruses, are uncommonly reported. Pathogens that are likely to be isolated vary, depending on the operation, institution, the occurrence of epidemics, and other pertinent factors.

Pathogens that infect surgical wounds can be acquired from the patient, that is, an endogenous source, or from the hospital environment or personnel, that is, an exogenous source. Endogenous sources appear to be responsible for most infections, especially if clean wound infections are excluded (3,4). Sources of endogenous contamination include:

- gastrointestinal and genitourinary tracts;
- sites of active infection remote from the wound (for example, a urinary tract infection is often a remote infection); anterior nares.

- skin;
- anterior nares.

Exogenous contamination is responsible for a substantial proportion of infections in clean wounds. During epidemic periods, exogenous contamination may be responsible for many more infections. A recent publication lists many microorganisms reported to cause epidemics of surgical wound infections and the likely source of these microorganisms (7). Exogenous contamination may come from any personnel or environmental source, although direct contact with the wound by the surgical team is probably the final pathway for spread of such contamination. Epidemics of infections due to S. aureus and Group A Streptococcus suggest personnel carriers as a source. Epidemics due to gram negative microorganisms may be spread from environmental sources, especially those containing water (for example, irrigating solutions) and anesthesia and respiratory therapy equipment. Most infections, endogenous or exogenous, appear to result from contamination acquired in the operating room. Few infections are acquired after the operation if wounds are closed primarily, that is, before leaving the operating room, and drains are not used, probably because the normal healing process seals most wounds within hours after closure.

**Control Measures**

The risk of developing a surgical wound infection is largely determined by three factors:

- the amount and type of microbial contamination of the wound;
- the condition of the wound at the end of the operation (largely determined by surgical technique and disease processes encountered during the operation);
- host susceptibility, that is, the patient's intrinsic ability to deal with microbial contamination.

These factors interact in a complex manner. For example, a wound in healthy tissue is surprisingly resistant to infection even when contaminated with many microorganisms, whereas a wound containing foreign or necrotic material is highly susceptible to infection even if few microorganisms are present. Measures intended to prevent surgical wound infections are directed at all three factors just mentioned, but especially the first two. Since most infections are acquired in the operating room and good surgical practices are crucial to their prevention, most prevention measures should be directed at influencing the practices of the surgical team.

Measures aimed at preventing microbial contamination of the wound begin before the operation does. One important preoperative and postoperative measure is to treat active infections. Patients who have an active bacterial infection, even if it is at a site remote from the surgical wound, have a much greater risk of wound infection than do

uninfected patients (3). Treating a "remote" infection that is present before or after an operation is believed to reduce the risk of wound infection.

Other preoperative measures involving the patient are these:

- keeping the preoperative hospital stay short;
- bathing with antiseptics;
- avoiding hair removal or, if necessary, removing hair with clippers or depilatories rather than a razor;
- preparing the operative site with an antiseptic.

A short preoperative stay has been associated with low infection rates (1,3,6,8); this finding may result from reduced colonization of surgical patients with nosocomial pathogens that can later contaminate the wound. It has been suggested that limiting the preoperative stay to the minimum time necessary may reduce the risk of infection (6), but there are no adequate data to support this practice. Bathing by the patient with antiseptics has been recommended as a preoperative prevention measure because it reduced colonization with typical wound pathogens such as S. aureus (8). Although such bathing is easy, safe, and inexpensive, it has not been proven to reduce infections. Hair adjacent to the operative site is often removed to prevent the wound from becoming contaminated with hair during the operation. However, hair removal can injure the skin and such injury may increase the risk of infection (6,9) by promoting increased skin colonization with bacteria. Using clippers or a depilatory to remove hair seems to cause less skin injury than using a razor. If hair removal is necessary, doing it immediately before the operation may reduce the risk of infection (9).

To reduce further the risk of contaminating the wound with a patient's own microorganisms, antiseptic agents are used to prepare the skin at the operative site before the operation. First, the site is thoroughly scrubbed with a detergent solution to remove superficial flora, soil, and debris that could interfere with antisepsis. Immediately before the operation, an antiseptic solution is applied to kill or inhibit more adherent, deep, resident flora. Many antiseptics have been used to prepare the operative site, but tincture of chlorhexidine or iodophors offer several advantages over the others. Both have an excellent spectrum of activitiy against bacteria. Tincture of chlorhexidine has rapid and persistent antibacterial activity. Iodophors also act rapidly and have persistent activity if they are not wiped off. Tincture of iodine is also an excellent surgical prepping agent but can cause skin burns, although this is unusual with a 1% tincture. Alcohol acts rapidly but has no persistent effect after it evaporates. Hexachlorophene has been used as a preoperative skin preparation, but it has poor activity against gram-negative organisms and requires repeated use for maximum effectiveness. In addition, hexachlorophene can be absorbed from the skin and in large amounts might have toxic effects on the central nervous system, particularly in premature infants.

The surgical team must also take perioperative measures to prevent microbial contamination of the wound. Contamination from the surgical team may result from direct contact, usually with hands, or from contaminated air, usually the result of shedding from skin or mucous membranes. Transfer of microorganisms from hands to the wound is reduced by scrubbing the hands and using sterile gloves. The surgical scrub is designed to kill or remove as many bacteria as possible, including resident bacteria. Maximal elimination of bacteria requires use of antiseptics and careful scrubbing; removing hand jewelry and cleaning around the nails is important because jewelry and nails can harbor bacteria. Chlorhexidine, iodophors, and hexachlorophene can be used for the preoperative hand scrub; however, hexachlorophene must be used consistently and frequently (for example, several times a day) if it is to be maximally effective. The ideal duration of the surgical scrub is not known, but times as short as five minutes appear safe (10,11). Once hands are scrubbed, sterile gloves act as an additional barrier to bacterial transfer to the wound (in addition to protecting the wearer from microorganisms infecting the patient). Bacteria can multiply rapidly under gloves and can contaminate the wound through punctures in gloves, which occur frequently (12). Use of antiseptics for handwashing before gloving will retard bacterial growth.

Air is also a potential source of microorganisms that can contaminate surgical wounds; its role in wound infections has been demonstrated in certain clean operations (3), such as operations in which a foreign body is implanted. Operating Room (OR) air is often contaminated with microorganisms that are usually attached to other airborne particles such as dust, lint, skin squames, or respiratory droplets. Many of these microorganisms are "pathogens" by usual definitions. The number of viable airborne microorganisms for a given amount fo OR ventilation is largely proportional to human activity. Greater numbers of airborne microorganisms can be expected with increased numbers of persons, especially if the persons are moving or have uncovered skin areas. Airborne contamination decreases with:

- decreased numbers and activity of personnel;
- increased ventilation that dilutes contaminated air with relatively clean filtered or outdoor air;
- ultraviolet light, which kills microorganisms;
- occlusive clothing, masks, and gloves, which reduce shedding into air.

Movement or activity in the OR can be decreased by closing the OR door and by limiting the number of personnel in the OR and adjacent corridors. In addition to limiting unnecessary activity, closing the door will decrease mixing of the OR air with corridor air, which usually contains relatively high counts of bacteria. Limiting personnel movement in the OR and adjacent corridors takes planning. The goals of such planning, often called "traffic control", is to make ORs self sufficient, or nearly so, once an operation has begun.

To reduce airborne contamination, some researchers recommend "laminar flow" ventialtion units for use in ORs, especially for those rooms used for surgical placement or implants, because these ventilation units provide highly clean and nearly sterile air with minimal air turbulence. However, the ventialtion recommended for modern ORs, 15 to 25 changes of highly filtered air per hour depending on the amount of fresh air (13), appears to be adequate to remove most airborne microorganisms (14). In addition, laminar flow units are very expensive, and although currently under study, they have not been subjected to an adequate trial of their efficacy (or cost effectiveness) in preventing infections.

Like laminar flow systems, ultraviolet (UV) irradiation provides an atmosphere free of most viable bacteria. UV-irradiated operating rooms have been shown to produce a small but statistically significant decrease in infections of clean surgical wounds, although infections of all surgical wounds combined were not reduced (3). UV requires routine use of a visor or goggles and skin protection to prevent burns. UV lights require frequent, routine maintenance to monitor the intensity of UV light and cleaning.

Microorganisms are constantly being shed from exposed skin and mucous membrances, so masks, drapes, hoods, and gowns are used as barriers to decrease shedding into the air and prevent wound contaminations. These barriers are most effective when their pore size is so small that they do not allow passage of bacteria even during use and when wet, several woven and non woven fabrics are virtually impermeable to bacteria (15). When drapes and gowns made from such material were used in a recent study, a reduction in wound infections occurred (16). Gowns made of tightly woven cotton treated with a water repellent are reusable and prevent passage of bacteria, provided they have not been laundered and sterilized more than 75 times (17). (Some hospitals mark these gowns with an expiration date that is determined by the usual time it takes for gowns to be laundered 75 times). Some gowns are made entirely of impermeable materials while others have these materials in key areas, such as the front and on the sleeves. These materials are most effective if they cover virtually all exposed skin (and hair) surfaces of the team and the patient. However, team members may get uncomfortably hot in gowns made only of these materials unless the room temperature is lowered or ventilation is increased. Some surgeons use a separate ventilation (aspirator) system inside a helmet and gown to remove air. Such systems not only cool the surgeon but remove microorganisms as they are shed inside the helmet and gown.

In the modern, well managed OR, the risk of infection related to the inanimate environment appears low. This is due, in great part, to adequate sterilization of surgical devices, ventilation systems that provide clean air, and adequate cleaning of the OR. If sound routine cleaning methods (5,18) are strictly enforced and OR ventilation is adequate, the OR should be adequately clean, and environmental

culturing and special cleaning after "dirty" cases should not be useful. Some architectural designs incorporated into ORs may be useful in maintaining a clean environment (19). Others, however, such as floor plans that use a central clean area and a peripheral traffic corridor, have not been proven to be especially useful. In addition, tacky or antiseptic mats placed at the entrance to OR suites to prevent contamination from entering with personnel can be a nuisance and have not been shown to reduce the risk of infection.

The most important measure to prevent wound infections is using good operative technique. Poor technique can result in inadvertant contamination of the wound (for example, as may occur with accidental perforation of the bowel during an abdominal operation, may prolong the operation, and may result in a wound that cannot adequately resist infection because it contains devitalized tissues or inappropriate foreign bodies. Since the risk of wound infection increases with the length of the operation, an expeditious operation is important (1,3,6). However, the surgeon must balance the need to operate quickly with the need to handle tissues gently, reduce bleeding and hematoma formation, eradicate dead space, and minimize devitalized tissue and foreign materials in the wound. Other prevention techniques are not as well established as those just mentioned but appear prudent to use when possible. These are use of fine and monofilament rather than thick or braided suture and minimal use of suture and cautery. Technique applies not only to a surgeon's skill in handling the wound, but also to skill in supervising the surgical team and maintaining professional decorum that facilitates prompt and successful operations. Poor discipline in the OR can result in mistakes and sloppy aseptic technique. Once a surgeon has finished training, surgical habits might not be easy to alter, but improvement may be stimulated by informing surgeons of their rate of infections in clean wounds (6).

The postoperative period usually does not contribute greatly to the risk of surgical wound infections. Nevertheless, wounds can become contaminated and later become infected if they are touched by contaminated hands or objects after the operation, especially if the wound is not closed during the operation (primarily closed) or if a drain is used. Until wound edges are sealed and the wound is clearly healing (about 24 hours after operation for most wounds), wounds are covered with sterile dressings to reduce the risk of such contamination. A recently developed, transparent, semipermeable membrance dressing is being promoted for use on wounds because the dressing does not need to be removed for the wound to be observed. The value of using this dressing is unproven. Most dressings are occasionally removed for the wound to be observed and, if necessary, treated. The frequency of removal depends on such factors as the type of wound, the presence of infection, drainage, moisture, pain, fever, and so forth. Personnel taking care of wounds can reduce the risk of contamination by washing their hands and avoiding contact with the wound (the no touch technique) or, if contact with the wound is necessary, wearing sterile gloves.

In the postoperative period, reducing the risk of wound infection can be facilitated by adequate wound drainage. If not allowed to drain freely, blood, pus, body fluids, and necrotic material collect in a wound and provide a growth medium for microorganisms. Further, pus and microorganisms not allowed to drain may cause bacteremia, as pressure in the wound builds. However, if a wound is drained, especially if this is done with open drainage, the skin cannot be completely closed and microorganisms can enter the wound or deeper structures and cause infection. Thus, surgeons routinely drain only wounds expected to produce significant amounts of blood or other drainage and use closed drainage in preference to open (penrose) drainage (20,21). If a drain is used, having it enter through an adjacent, separate stab wound rather than the primary surgical wound will reduce the risk of infection. For dirty wounds, delaying wound closure is preferable to inserting a drain and reduces the risk of infection (22). Delayed wound closure is also useful for many contaminated wounds.

A patient's intrinsic susceptibility to infection, that is, host susceptibility, is also important in determining the risk of infection. Unlike many other risk factors, host susceptibility is often not easily altered. However, if the operation can be delayed, some host factors can be altered:

- diabetics can have their blood sugars better controlled;
- severely obese patients can lose weight;
- patients on steroids may be able to discontinue them or have the dosage reduced;
- severly malnourished patients can receive oral or parenteral hyperalimentation.

There is no definitive evidence that these alterations will reduce the risk of infection. In each example and in others in which host susceptibility can be altered, the physician must weigh the benefits of the alteration against the risks of a delayed operation or other factors associated with intervention.

For some operations, prophylactic antibiotics are a means of reducing the risk of wound infections. Propyhlaxis, that is, antibiotic administration before an infection occurs, is effective probably because it reduces wound contamination to a level that can be handled by the body's immune defenses. This level varies, depending on the condition of the wound and immune defenses. Prophylaxis is most useful for operations associated with a moderate level of contamination (clean-contaminated operations). Prophylaxis is not worthwhile for clean operations unless the consequences of infection are severe or life threatening, for example, as occurs with prosthetic (implant) orthopedic and vascular surgery. Antibiotics are also used for dirty operations but are for treatment rather than prophylaxis (4).

Prophylaxis may be administered parenterally or, for intestinal operations, orally. To be most effective, parenteral prophylaxis should be administered shortly before the operation begins so that therapeutic levels of antibiotics are present in the wound during the operation (23). Continuing parenteral prophylaxis longer than 24 hours increases the risk of antibiotic toxicity and selection of resistant strains of bacteria but does not further reduced the risk of infection (24). Oral toxicity and selection of resistant strains of bacteria but does not further reduce the risk of infection (24). Oral prophylaxis is used primarily for intestinal operations as a bowel preparation. It is best to administer oral prophylaxis for one day before the operation and not continue it afterwards. Parenteral and oral prophylaxis are about equally effective for intestinal operations (25). Parenteral prophylaxis for prevention of bacterial endocarditis may also be indicated before an operation, but only its use before cardiac operations is addressed in this guideline.

To decrease the risk of infection, surgeons sometimes put antibiotics and antiseptics directly into a wound, often as an irrigation solution (26). Antibiotics may have a role for local wound care during the operation, although such use has not been adequately compared to the use of parenteral prophylactic antibiotics. Some antibiotics used to irrigate the wound can be absorbed and have systemic toxic effects. Some antiseptics, alcohol, for example, are toxic to tissues other than skin or mucous membranes and should not be used in wounds. Other antiseptics, povidone iodine, for example, have been used in wounds (27), but their role in wound care has not been adequately studied.

**Recommendations**

1. **Surveillance and Classification:**

   a. i) At the time of operation or shortly after, all operations should be classified and recorded as clean, clean contaminated, contaminated, or dirty and infected (see text). **Category I**

      ii) The classification should be recorded as such in the medical record. **Category II**

   b. The person in charge of surveillance of surgical patients should gather the information necessary to compute the classification specific wound infection rates for all operations in the hospital. These rates should be computed at least every 6 to 12 months, entered into the records of the infection control committee, and made available to the department of surgery. **Category I**

   c. Every 6 to 12 months, procedure specific clean wound infection rates should be computed for the hospital and all active surgeons. These rates should be given to all surgeons so that they can compare their own rate with that of others; the

rates can be coded so that names do not appear. **Category II**

d. An effort should be made to contact discharged patients to determine the infection rate for the 30 days after operation. **Category III**

2. **Preparation of the Patient Before Operation:**

a. If the operation is elective, all bacterial infections that are identified, excluding ones for which the operation is performed, should be treated and controlled before the operation. **Category I**

b. The hospital stay before the operation should be as short as possible; in particular, tests and therapeutic measures that will prolong the preoperative stay beyond one day should be performed as outpatient services if possible. **Category III**

c. If the operation is elective and the patient is grossly malnourished, the patient should receive oral or parenteral hyperalimentation before the operation. **Category II**

d. If the operation is elective, the patient should bathe (or be bathed) the night before with an antiseptic soap. **Category III**

e. i) Unless hair near the operative site is so thick that it will interfere with the surgical procedure, it should not be removed. **Category II**

ii) If hair removal is necessary, it should be done as near the time of operation as possible, preferably immediately before. **Category**

f. i) The area around and including the operative site should be scrubbed with a detergent solution followed by application of an antiseptic solution. This area should be large enough to include the entire incision and an adjacent area large enough for the surgeon to work during the operation without contacting unprepared skin. **Category I**

ii) Tincture of chlorhexidine, iodophors, and tincture of iodine are the recommended antiseptic products for preparing a patient's operative site. Plain soap, alcohol, or hexachlorophene are not recommended as single agents for operative site preparation unless the patient's skin is senstitive to the recommended antiseptic products. Aqueous quartenary ammonium compounds should not be used. **Category I**

g. For major operations involving an incision and requiring use of the operating room (OR), the patient should be covered with sterile drapes in such a manner that no part of the patient is uncovered except the operative field and those parts necessary for anesthesia to be administered and maintained. **Category I**

3. **Preparation of the Surgical Team:**

a. Everyone who enters the OR should wear at all times:
   i) a high efficiency mask to fully cover the mouth and nose;
   ii) a cap or hood to fully cover head hair;
   iii) shoe covers.
   A beard should be fully covered by the mask and hood. **Category I**

b. i) The surgical team (those who will touch the sterile surgical field, sterile instruments, or an incisional wound) should scrub their hands and arms to the elbows with an antiseptic before each operation. Scrubbing should be done before every procedure and take at least five minutes before the first procedure of the day. **Category I**
   ii) Between consecutive operations, scrubbing times of two to five minutes may be acceptable. **Category III**
   iii) Chlorhexidine, iodophors, and hexachlorophene are the recommended active antimicrobial ingredients for the surgical hand scrub. Aqueous quaternary ammonium compounds, for example, benzalkonium chloride, should not be used. **Category I**
   iv) Hexachlorophene should not be used by pregnant women. **Category II**

c. i) After the hands are scrubbed with an antiseptic and dried with a sterile towel, the surgical team should don sterile gowns. **Category I**
   ii) Gowns used in the OR should be made of reusable or disposable fabrics that have been shown to be nearly impermeable to bacteria, even when wet. **Category II**

d. i) The surgical team should wear sterile gloves. If a glove is punctured during the operation, it should be promptly changed. **Category I**
   ii) For open bone operation and orthopedic implant operations, two pairs of sterile gloves should be worn. **Category II**

4. **Ventilation and Air Quality in the Operating Room:**

a. All OR doors should be kept closed except as needed for passage of equipment, personnel, and the patient. Personnel allowed to enter the OR, especially after an operation has startd, should be kept to a minimum. **Category I**

b. For new construction, OR ventilation should include a minimum of 25 air changes per hour. All inlets for outside air should be located as high above ground as possible and remote from exhaust outlets of all types. All air, recirculated or fresh, should be filtered before entering the OR. **Category I**

**5. Cleaning and Culturing in the OR and Culturing Personnel:**

a. The OR should be cleaned between surgical operations, daily, and weekly, according to established procedures for each scheduled cleaning. **Category I**
b. Routine culturing of the OR environment or personnel who use the OR should **not** be done. **Category I**
c. Use of tacky or antiseptic mats at the entrance to the OR is **not** recommended for infection control. **Category I**

**6. Operative Technique**

The surgical team should work in a manner such that the operation is performed as efficiently as possible in order to handle tissues gently, prevent bleeding, eradicate dead space, and minimize devitalized tissue and foreign material in the wound. **Category I**

**7. Wound Care:**

a. Incisional wounds that are classified as "dirty and infected" should not ordinarily have skin closed over them at the end of an operation, that is, they should not ordinarily be closed primarily. **Category I** (If an operation is performed as part of the treatment of a low grade infection involving an implanted device, it is sometimes better to close the wound after operation to prevent superinfection with microorganisms more virulent than those already causing infection.)
b. If drainage is necessary for an uninfected wound, a closed suction drainage system should be used and placed in an adjacent stab wound rather than the main incisional wound. **Category I**
c. Personnel should wash their hands before and after taking care of a surgical wound. **Category I**
d. Personnel should not touch an open or fresh wound directly unless they are wearing sterile gloves. When the wound is sealed, dressings may be changed without gloves. **Category I**
e. Dressings over closed wounds should be removed if they are wet or if the patient has signs or symptoms suggestive of infection, for example, fever or unusual wound pain. When the dressing is removed, the wound should be inspected for signs of infection. Any drainage from a wound that is suspected of being infected should be cultured and smeared for Gram stain. **Category I**

8. **Prophylactic Antibiotics, General Principles:**

a. Parenteral antibiotic prophylaxis is recommended for operations that:
   i) are associated with a high risk of infection, for example, most alimentary tract operations, cesarean sections, hysterectomies, and selected billiary tract operations;
   ii) are not frequently associated with infection but, if infection occurs, are associated with severe or life threatening consequences, for example, cardiovascular, neurosurgical, and orthopedic operations involving implantable devices. **Category I**

b. Except for cesarean sections, parenteral antibiotic prophylaxis should be started within two hours before the operation. These antibiotics should not be continued for more than 48 hours, although a 12 hour limit is desirable for most types of wounds and operations. **Category I** (For cesarean sections, prophylaxis is usually given intraoperatively after the umbilical cord is clamped.

c. Oral, absorbable prophylactic antibiotics should not be used to supplement or extend parenteral prophylaxis. **Category I**

d. If oral antibiotics are used as prophylaxis with colorectal operations, their use should be limited to the 24 hours before the operation. **Category I**

e. Antibiotics selected for use as prophylaxis should have been shown to be effective for prophylaxis of operative wound infections in randomized, prospective, and controlled trials whose results have been published. **Category II**

f. Antibiotics given to patients whose wounds are classified as "dirty and infected" should be considered therapeutic rather than prophylactic. The antibiotic and its duration of use should be determined by clinical factors, for example, the pathogens likely to be involved, the site and severity of infection, and clinical response. **Category I**

9. **Topical Antimicrobial Products:**

If used in the wound, topical antimicrobial products, either antibiotics or antiseptics, should be free of serious local or systemic side effects. **Category I**

**References**


1. Haley, R.W. Hooton, T.M. Culver, D.H. et al. "Nosocomial infections in US hospitals, 1975-1976: Estimated frequency by selected characteristics of patients"; AM J Med 70:947-959;1981.

2. Center for Disease Control; "Trends in surgical wound infection rates - United States"; Morbid Mortal Weekly Rep 29;27-28,33; 1980.

3. Howard, J.M. Barker, W.F. Culbertson, W.R. et al. "Post-operative wound infections: The influence of ultravioletir-radiation of the operating room and various other factors"; Ann Surg 160(suppl); 1-192;1964.

4. Altemeir, W.A. "Surgical infections: Incisional wounds"; Bennett, J.V., Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston: Little, Brown and Company; 287-306;1979.

5. American College of Surgeons Committee on Control of Surgical Infections; Manual on control of Infection in Surgical Patients; Philadelphia: IB Lippincott, 1976.

6. Cruse, P.J.E. and Foord, R. "The epidemiology of wound infection. A ten year prospective study of 62,939 wounds"; Surg Clin North Am 60:27-40;1980.

7. Aber, R.C. and Garner, J.S. "Postoperative wound infections"; Wenzel, R.P. ed Handbook of Hospital Acquired Infections; Boca Raton, Florida: CRC Press, Inc. 303-316;1981.

8. Brunn, J. "Postoperative wound infections: Predisposing and the effect of a reduction in the dissemination of staphylococci"; Acta Med Scand (suppl) 1-89;1970.

9. Seropian, R. and Reynolds, B.M. "Wound infections after pre-operative depliatory versus razor preparation"; Am J Surg 121:251-254;1971.

10. Dineen, P. "An evaluation of the duration of the surgical scrub"; Surg Gynecol Obstet 129:1181-1184;1969.

11. Galle, P.C. Homesley, H.D. and Rhyne, A.L. "Reassessment of the surgical scrub"; Surg Gynecol Obstet 147:215-218;1969.

12. Walter, C.W. and Kundsin, R.B. "The bacteriologic study of surgical gloves from 250 operations"; Surg Gynecol Obstet 129:949-952;1969.

13. U.S. Department of Health, Education, and Welfare; Minimum requirements of construction and equipment for hospitals and medical facilities; (HRA 79-145000); Washington D.C.: U.S. Government Printing Office; 1979.

14. Moggio, M. Goldner, L. McCollum, D. and Beissinger, S. "Wound infections in patients undergoing total hip arthroplasty: Ultraviolet light for the control of airborne bacteria"; Arch Surg 114:815-823;1979.

15. Schwarts, J.T. and Saunders, D.E.; "Microbial penetration of surgical gown materials"; Surg Gynecol Obstet 150:507-512;1980.

16. Moylan, J.A. and Kennedy, B.V. "The importance of gown and drape barriers in the prevention of wound infection"; Surg Gynecol Obstet 151-465-470;1980.

17. Laufman, H. Eudy, W.W. Vandernoot, A.M. Liu, D. and Harris, C.A. "Strike-through of moist contamination by woven and non-woven surgical materials"; Ann Surg 181:857-862;1975.

18. Lange, K. "AORN standards for OR sanitation"; AORN J 21:1223-1231:1975.

19. Laufman, H. "Surgical hazard control: Effect of architecture and engineering"; Arch Surg 107:552-559;1973.

20. McIlrath, D.C. Van Heerden, J. and Edis, A.J. "Closure of abdominal incisions with subcutaneous catheters"; Surgery 4:4112-4116;1976.

21. Van der Linden, W. and Gedda, S. Edlund, G. "Randomized trial of drainage after cholecystectomy: Suction versus static drainage through a main wound versus a stab incision"; Am J Surg 141:289-294;1981.

22. Verrier, E.D. Bossart, K.J. and Heer, F.W. "Reduction of infection rates in abdominal incisions by delayed wound closure techniques"; Am J Surg 138:22-28;1979.

23. Polk, H.C. Jr. and Lopez-Mayor, J.F. "Postoperative wound infection: A prospective study of determinant factors and prevention"; Surgery 66:97-103;1969.

24. Stone, H.H. Haney, B.B. Kolb, L.D. Geheber, C.E. and Hooper, C.A. "Prophylactic and preventive antibiotic therapy: Timing, duration, and economics"; Ann Surg 189:691-699;1979.

25. Maki, D.G. "Lister revisited: Surgical antiseptics and asepsis"; N Engl J Med 294:1286-1287;1976.

26. Viljanto, J. "Disinfection of surgical wounds without inhibition of normal wound healing"; Arch Surg 115:253-256;1980.

## III. GUIDELINES FOR THE PREVENTION OF NOSOCOMIAL PNEUMONIA


| | Page |
|---|---|
| Introduction | 42 |
| Epidemiology | 42 |
| Control Measures | 46 |
| Recommendations | 51 |
| References | 56 |

## Introduction

Nosocomial pneumonia is a lower respiratory tract infection that develops during a patient's hospitalization. It is neither present nor incubating at the time of admission and usually does not become manifest in the first 48-72 hours after admission. Diagnosing pneumonia may be difficult but generally depends on a combination of radiographic and clinical features such as a pulmonary infiltrates, fever, cough, and production of characteristic sputum (1). In this guideline, no distinction is made between pneumonia and other lower respiratory tract infections, such as purulent bronchitis or lung abscess. Further, isolation techniques used to prevent transmission of microorganisms involved in pneumonia are mentioned only briefly, and prevention of tuberculosis is not discussed.

Pneumonia accounts for 10% to 20% of all hospital associated infections and it is the third most common nosocomial infection after urinary tract and surgical wound infections. In addition, pneumonia is the nosocomial infection most frequently related to death (2). Because of its frequency and high case fatality rate, up to 50% in some reports (3-5), nosocomial pneumonia constitutes a major infection control problem.

## Epidemiology

The reported incidence of nosocomial pneumonia ranges from 5 (6) to 50 (7) cases per 1,000 admissions. In 1980, hospitals that participated in the National Nosocomial Infections Study (NNIS) reported a combined infection rate of 5 cases per 1,000 discharges. Differences in infection rates no doubt reflect unique institutional and patient characteristics and, possibly, the use of different diagnostic criteria.

The Study of the Efficacy of Nosocomial Infection Control (SENIC) found that three of every four definite or probable cases of nosocomial pneumonia occur in patients who have had surgical operations (8). Further, the risk of pneumonia was 38 times greater for combined thoracoabdominal operations (14 times greater for thoracic and 3.4 times greater for abdominal) than for those not involving either area. Thus, nosocomial pneumonia is frequently a type of postoperative infection, especially for operations that involve the chest or abdomen. This association probably results from impairment of normal swallowing and respiratory clearance mechanisms in patients who have had an operation, allowing bacteria to enter and remain in the lower respiratory tract. This impairment is mostly due to instrumentation of the respiratory tract, anesthesia, pain from the operation, and use of narcotics and sedatives.

Although many types of microorganisms, including bacteria, viruses, fungi, and parasites, cause nosocomial pneumonia, most cases are due to bacteria. A summary of pre 1970 infection data from 10

hospitals (1) showed that aerobic gram-negative bacilli and aerobic gram positive cocci each accounted for approximately 40% of reported pneumonia cases, with the combination of the two accounting for 10% more. When only cases from which a pathogen was isolated are counted, NNIS hospitals in 1980 reported that aerobic gram-negative bacilli were isolated in about 68% of pneumonia cases, aerobic gram-positive cocci in 24% and fungi in 5%. Very few anaerobic bacteria and no viruses were reported as pathogens, probably because obtaining appropriate specimens for culture and isolating and identifying these organisms are difficult and not usually attempted.

Bacteria are believed to invade the lower respiratory tract by three routes:

- aspiration of oropharyngeal organisms;
- inhalation of aerosols containing bacteria;
- hematogenous spread from a distant site of infection.

Of these three routes, the first is believed to initiate most cases of bacterial penumonia, both nosocomial and community acquired. Radioisotope tracer studies have shown that aspiration frequently occurs in adults: 45% of healthy adults were found to aspirate during sleep (9). Persons with abnormal swallowing, such as those who have depressed consciousness or instrumentation of the respiratory or gastrointestinal tracts, are most likely to aspirate and do so in the greatest amounts. In the hospital such persons are often found in an intensive care unit and often have undergone an operation. Some patients "aspirate" during bronchoscopy, and, although it is apparently uncommon, pneumonia can develop.

The high incidence of gram-negative baccillary pneumonia in hospitalized patients is believed to be the result of factors that promote colonization of the pharynx with these organisms. Aerobic gram-negative bacilli are recovered infrequently from phayngeal cultures of healthy subjects (10) or are found in small numbers (11). Colonization dramatically increases in patients with severe underlying illness and predisposes such patients to pneumonia with gram-negative organisms (12). In one study, the increased colonization did not appear to be the result of increases in exposure to antibiotics or exogenous sources of gram-negative organisms, such as contaminated respiratory therapy equipment, but to the impairment in seriously ill patients of pharyngeal mechanisms that maintain normal and clear other flora (10). In some patients, conditions that permit colonization also seem to impair lower pulmonary clearance mechanisms. The result is that aspirated organisms remain and multiply in the lower respiratory tract to cause bronchitis or pneumonia.

In hospitalized patients, bacteria can also gain entry to the lung through inhalation of aeorsols, for example, as may occur through exposure to contaminated respiratory therapy equipment. Epidemics of pneumonia caused by gram-negative bacilli and related to contaminated

equipment were reported shortly after respiratory therapy was introduced in the 1950s and early 1960s. The role of respiratory therapy equipment in predisposing patients to endemic nosocomial pneumonia was not, however, fully appreciated until researchers at one hospital reported a four fold rise in the incidence of gram-negative necrotizing pneumonia at autopsy after respiratory therapy was first used (13). Contamination of nebulizer reservoirs with gram-negative bacilli was found to be common. Exposure to respiratory therapy was associated with an increased risk of gram-negative necrotizing pneumonia; daily disinfection of respiratory therapy equipment reduced the incidence of contamination and pneumonia (14).

Most reported outbreaks related to the use of respiratory therapy equipment have been associated with the use of contaminated humidification equipment, specifically reservoir nebulizers. To understand why reservoir nebulizers are related to outbreaks must more often than humidifiers, one must know the difference between these kinds of humidification equipment. Strictly defined, humidifiers are devices that increase the amount of molecular water in a gas, usually by bubbling it through water; humidifiers should not aerosolize droplet water. In contrast, nebulizers not only increase the amount of molecular water in the gas but also dispense an aerosol of droplets. Water reservoirs of both humidifiers and nebulizers can easily become contaminated with gram-negative bacteria, such as Pseudomonas organisms. However, only nebulizers create an aerosol of small size (1u-2u) that can be deposited deep into the respiratory tract where bacteria can more easily cause infection. It is important to note that some "humidifiers", such as most room air humidifiers, are actually nebulizers because they aerosolize droplets. Room air humidifiers, which often use a spinning disc to nebulize water, are so difficult to disinfect adequately that they are not safe to use in hospitals. Further, more direct means of humidification, for example, by use of face mask, are more safe and effective at delivering moist air to the patient.

Bacterial pneumonia can also result from hematogenous spread of infection to the lung from a distant site, for example, Staphylococcal aureus pneumonia secondary to purulent phlebitis or right sided endocarditis. Nosocomial bacterial pneumonia caused by hematogenous spread is believed to be uncommon.

In contrast to the vast literature on bacterial infections, comparatively little has been written on the epidemiology of nosocomial pneumonia caused by viruses. Viral infections are frequently not diagnosed because isolating viruses and using serology to confirm a diagnosis can be slow, even with advanced laboratory techniques. However, a recent prospective study did systematically monitor for nosocomial viral infections with the latest diagnostic techniques. Viruses were responsible for 5% of all infections and 20% of pneumonia cases (15).

Several general epidemiologic features characterize nosocomial viral infections and distinguish them from bacterial infections:

- Nosocomial viral infections often reflect the prevalence of the virus in the community. During community outbreaks, viruses are introduced into the hospital by patients, employees, and visitors, many of whom may be in the early stages of infection. Thus, nosocomial viral outbreaks often follow outbreaks in the community.
- Most nosocomial viral respiratory tract infections, in contrast to bacterial infections, do not occur predominantly in high risk debilitated patients, although infections may be particularly severe in these patients.
- Nosocomial viral infections are generally acquired exogenously from the hospital's animate reservoir, that is, employees, other patients, or visitors. In contrast, most bacterial pneumonia is acquired endogenously through aspiration of organisms from the patient's oropharynx.

Respiratory syncytial virus (RSV), parainfluenza virus, and influenza are responsible for a large proportion of viral nosocomial pneumonia cases. In adults, infections with RSV and parainfluenza are usually asymptomatic or cause a mild respiratory illness. However, in young children, these viruses are the most frequent causes of pneumonia. Some 40% to 50% of young children who develop nosocomial RSV infections will have penumonia. Influenza may cause pneumonia in persons of all ages, but especially the very young or old or those with severe underlying disease.

The epidemiology and means of transmission of these three viruses are typical of viruses that cause nosocomial respiratory infections. Community epidemics of RSV occur regularly from midwinter to early spring, and during this period many children admitted to the hospital with respiratory symptoms are infected with RSV (16). Children who are infected on admission are sources of RSV and cause infection in a large percentage, 59% in one study (17), of susceptible contacts. Case control studies have shown that risk of infection is affected by duration of hospitalization and by ward design (open wards have the highest rates of cross infection). Risk also correlates with the closeness of person to person contact (only those staff members who cuddle infected infants or touch possibly contaminated environmental surfaces immediately surrounding the infant become infected). RSV is thought to be spread primarily by large droplets formed by sneezing or coughing. These are transferred to the susceptible host by direct contact, for example, hand to hand, or indirectly via fomites. Infection of the susceptible host can occur as a result of contact of contaminated hands with mucous membranes of the eye or nose. The parainfluenza viruses are also thought to be transmitted by large droplets and direct contact.

Nosocomial outbreaks of influenza are characterized by abrupt onset and rapid transmission suggesting airborne spread. The most important reservoirs of virus are nasopharyngeal secretions of infected patients and staff. The period of communicability appears to be the the period during which virus can be isolated from nasopharyngeal secretions of infected individuals. Adults can shed viruses for up to five days after onset of clinical illness; in children the period of shedding may be seven or more days (18,19). Although the presence of clinical illness can be used to identify patients infected with influenza, the proportion of asymptomatic influenza infection is high (up to 20% of infections). When influenza is epidemic in the community, hospital personnel should expect a nosocomial epidemic.

Pneumonia due to certain pathogens occurs primarily in immunocompromised patients, such as patients who have received a renal transplant or have leukopenia (20). Such patients are particularly likely to have pneumonia due to some parasites, for example, Pneumocystic carinii, and viruses, for example, cytomegalovirus, and especially if receiving antibiotics, may develop pneumonia due to fungi or unusual bacteria. Sometimes a common source of infection can be identified. For example, outbreaks of nosocomial fungal (aspergillus) pneumonia have been attributed to construction activities that release aspergillus spores from contaminated building materials into the air (21).

Legionnaire's disease is an infrequent cause of nosocomial bacterial pneumonia. Symptomatic pneumonia appears to occur most frequently in immunocompromised patients. Although one nosocomial out break was associated with a contaminated cooling tower (22), no common source is determined for most outbreaks. In several outbreaks, showerheads and potable water were found to contain Legionella of the same serotype as that causing disease. In some of these, the incidence of Legionnaire's disease was greatly reduced when Legionella was eliminated from potable water by increasing (hyper) chlorination. However, Legionella has been isolated from potable water in hospitals in which intense surveillance has not detected nosocomial legionnellosis.

**Control Measures**

The patients most likely to develop nosocomial bacterial pneumonia are those who:

- have had a recent surgical operation;
- have conditions which make aspiration likely;
- are exposed to contaminated respiratory therapy equipment;
- receive improper respiratory care;
- have instrumentation of the respiratory tract;
- are colonized in the oropharynx with aerobic gram-negative bacilli;
- have impaired immunologic function.

Efforts to prevent nosocomial bacterial pneumonia have, therefore, emphasized:

- preventing postoperative cases of pneumonia by giving therapy and instruction to high risk patients;
- preventing aspiration;
- keeping respiratory therapy equipment clean and using proper techniques with patients whose respiratory tract is instrumented;
- preventing colonization;
- enhancing host defences, for example, by giving vaccine.

The last approach must be viewed as largely investigational at present.

Because the risk of pneumonia is not the same for all surgical patients and may be negligible for some, it is important to identify those patients destined for an operation who are at high risk of developing pneumonia (23). These patients include the elderly (over 70 years), the obese, those who have chronic obstructive pulmonary disease or a history of smoking, have anbormal pulmonary function tests (24) (especially decreased maximum expiratory flow rate), have a tracheostomy or will be intubated for a prolonged time, or will have abdominal (especially upper abdominal) or thoracic operations. These patients may benefit from interventions designed to reduce their risk of pneumonia (25,26), especially therapies designed to expand the lung and prevent atelectasis after an operation.

Most patients can expand their lungs adequately after an operation by taking deep breaths periodically. However, patients may not take such deept breaths unless they are encouraged to do so. Patients can be encouraged to take deep breaths and expand their lungs by use of routine "stir up" regimens that involve efforts to stimulate coughing, turning in bed, and walking. A device, the incentive spirometer, also appears to encourage periodic, voluntary expansion of the lung. The intermittent positive pressure breathing (IPPB) machine may be useful to assist lung expansion in high risk patients who are cooperative but too weak to take deep breaths voluntarily. High airway pressures are often necessary to expand the lung with IPPB; such pressures may be harmful to some patients by, for example, allowing gas to enter the esophagus and markedly elevating esophogeal and gastric pressures. Such complications may be avoided by terminating IPPB before high pressures are reached. Unfortunately, such pressure oriented treatments do not adequately expand the lung and do not decrease postoperative pulmonary complications. Thus, the role of IPPB in preventing postoperative pneumonia has not been determined. Blow bottles do not appear to be useful for decreasing postoperative pulmonary complications and may in fact reduce lung volumes unless a deep breath is taken before blowing begins. If patients are not able to cough adequately, secretions may remain in the airways and interfere with pulmonary function and effort to expand the lung. If a patient is

having trouble with retained secretions that are not removed by coughing, chest physical therapy (27), (breathing exercises, postural drainage and percussion, and efforts to stimulate coughing) is useful to assist patients in expectorating sputum. Data on two modalities used to maintain lung expansion, positive end expiratory pressure (PEEP) and continuous positive airway pressure (CPAP) by face mask, are too sparse to permit drawing definite conclusions concerning their efficacy.

The humidity of the anesthetic gases given during the operation may also be important in determining the risk of pneumonia. Prolonged breathing of dry gases, especially inadequately humidified oxygen ($0_2$) and nitrous oxide ($N_20$), desicates the respiratory mucosa, hampers ciliary function, and, thus impairs respiratory defense mechanisms.

Patients who aspirate frequently or in large amounts or who aspirate gastric contents are at high risk of developing pneumonia. These patients usually have one or more of the following risk factors:

- a depressed level of consciousness;
- dysphagia due to neurologic or esophogeal disorders;
- a nasogastric tube in place. (28)

Prevention of pneumonia in such patients may be difficult, but patients with depressed consciousness who are likely to regurgitate can be intubated or receive feedings by methods that make regurgitation unlikely, for example, by intravenous hyperalimentation or a gastrostomy. Alternatively, these patients can be turned on their side rather than their back and receive small, frequent feedings rather than large ones.

A widely accepted approach to controlling nosocomial respiratory tract infections is sterilization or adequate disinfection and maintenance of respiratory therapy equipment. Because contaminated equipment has been incriminated in numerous epidemics of respiratory infections, an effective program for sterilization or disinfection is essential for preventing equipment related outbreaks. The goal of an organized disinfection program should be to render parts of respiratory therapy equipment that may be associated with infection transmission free of microbial contamination or to reduce contamination to such a low level that the risk of equipment associated infection is low. This goal may be attained, in most instances, by sterilization or high level disinfection. High level disinfection may be accomplished by hot water pasteurization or liquid chemicals.

The goal of high level disinfection is to eliminate all vegetative bacteria, although, in practice, small numbers frequently remain even after meticulous cleaning and disinfection. Cultures can be used to monitor the disinfection process to assure that residual bacterial counts

remain low. However, in the absence of an epidemic or high endemic rate of pulmonary infections, culture results are difficult to interpret and are not likely to be useful. Cultures may be useful to validate a new disinfection process or an important change in an old one (for example, changing the brand of disinfectant). Changes that result in marked increases in recovery of vegetative bacteria may need to be reevaluated and modified.

The internal machinery of mechanical ventilators and intermittent and continuous positive pressure breathing machines are not considered important sources of bacterial contamination of inhaled air. Thus, routine sterilization or high level disinfection of the internal machinery is considered unnecessary. Using high efficiency bacterial filters at various positions in the breathing circuit has been advocated. Filters interposed between the machinery and the main breathing circuit will eliminate contaminants from the driving gas and prevent retrogade contamination of the machine by the patient but may also alter the functional specifications of the breathing device by impeding high gas flows. When used with anesthesia equipment, filters are not useful for preventing infections (29). For other types of respiratory equipment, however, the importance of filters has not been determined.

The principal source of contamination of inhaled gas for respiratory therapy equipment is the large nebulizer reservoirs. These reservoirs can become contaminated by the introduction of nonsterile fluids or air, by manipulation of the nebulizer cup, and by retrograde flow of condensate that has collected in the delivery tubing, back into the reservoir. Once introduced, bacteria in the reservoir can multiply to sufficiently large numbers within 24 hours to cause infection if nebulized and inhaled. Sterilization or high-level disinfection can eliminate vegetative bacteria from reservoirs and make nebulizers safe to use.

Because contamination of reservoirs can occur during patient use despite initial sterility, in use maintenance procedures are advocated to keep contamination and infection risk to a minimum. Although some hospitals have nebulized disinfectants to disinfect equipment and reduce contamination, (14), most personnel have found that it is easier and more effective to replace solutions and critical equipment at frequent intervals. Many using this approach recommend that reservoirs be completely emptied and refilled with sterile solutions routinely every 8-24 hours. Breathing circuits are often changed every 24 hours. However, in a recent prospective, controlled study of ventilator circuit contamination with tubing changes every 24 versus 48 hours (36), the frequency of positive cultures from ventilator tubings in the two groups were not significantly different. Furthermore, studies performed with air samplers confirmed that the levels of inspiratory phase gas contamination were low in both groups. In addition, quantitative analysis of colonization of the tubing demonstrated no significant increase in colonization between 24 and 48 hours. Based on the absence of a significant difference in inspiratory phase gas contamination or tubing

colonization, this study concluded that ventilator tubing need to be changed only every 48 hours with substantial savings in expenses of tubing and personnel time.

Given the strong rationale for disinfection, it appears unlikely that the value of disinfecting respiratory therapy equipment in preventing endemic nosocomial respiratory tract infections will ever be evaluated in a controlled study. A number of studies, however, have attempted to address this issue indirectly by prospectively looking for correlation between using contaminated nebulizers and respiratory therapy equipment and subsequently having pulmonary infection. In a hospital where respirator tubing and nebulizer fluids were routinely changed at 24 hours, none of the 63 cultures of nebulizer fluid taken after 24 hours of use were positive (30). Cultures of fluid in the respirator tubing before it reached the patient, however, were often positive, probably because of retrograde contamination by bacteria from the respiratory tract of the patient. Positive cultures were not found to be useful in predicting the likelihood of subsequent infection. Thus, it appears that when accepted protocols of disinfection and in use maintenance of respiratory therapy equipment are followed, the rate of in use contamination of nebulizers is low, and in this setting, contaminated equipment contributes minimally to endemic pulmonary infections. The results of the study also suggest that inuse microbiologic sampling of respiratory therapy equipment is unwarranted in the absence of high endemic infection rates or epidemics.

Patients with endotracheal or tracheostomy tubes in place are at high risk of pneumonia for several reasons. Most patients who require prolonged intubation or a tracheostomy have many diagnosis related risk factors for pneumonia, such as severe chronic obstructive lung disease or another serious illness. Other risk factors may be increased oropharyngeal or tracheal colonization with aerobic gram-negative bacteria (12), greater access to the lower respiratory tract for bacteria (since pharyngeal clearance mechanisms are bypassed), and manipulation of these tracheal tubes (with attendant chances for cross contamination) during suctioning procedures. Most recommendations intended to prevent pneumonia in these patients are directed at preventing cross contamination by judicious use of sterile equipment, suctioning, and aseptic technique.

The epidemiologic association between colonization of the oropharynx and predisposition to gram-negative bacillary pneumonia has prompted attempts to prevent infection by using aerosolized, inhaled prophylactic antibiotic or bacterial interference to block colonization with gram-negative bacilli. However, colonization is probably not so much a risk factor for pneumonia as an indicator that the colonized patient is quite ill and, therefore, is likely to develop pneumonia (10). Antibiotic administration via an endoctracheal tube does reduce colonization by some bacteria, but deaths from pneumonia are not prevented and, especially if administered to many patients and for prolonged periods, resistant bacteria may develop (31-33). Investigators have

observed the apparent interference that certain normal flora, specifically alpha hemolytic streptococci, gives against colonization by organisms such as aerobic gram-negative bacilli (34). Some have suggested that articificially implanting "normal flora" into patients colonized with resistent bacteria might be effective in eradicating colonization; however, there are no conclusive data to support this suggestion.

Since nosocomial viral pneumonia is spread by direct or indirect contact with infected persons, infection control measures that should be effective in disrupting transmission are those that place "barriers" between the source of the virus and the susceptible host. Barrier type precautions that have been proposed include handwashing, using gloves and gowns, and isolating or cohorting infected patients or employees. If handwashing is done appropriately, gloves and gowns may have no additional benefit (35). With infleunza virus, because of the potential for airborne dissemination, Respiratory Isolation (private room or cohorting, handwashing, use of mask but not gloves or gown), if maintained during the period of virus shedding, may prevent infection transmission. In general, these barrier type precautions are logical and reasonable but have not been proven in controlled studies to be efficious.

To reduce the community burden of viruses introduced into the hospital, restricting visitors and elective admissions has been recommended during outbreaks of respiratory infection in the community. The value of such measures is unproven. Further, they do not deal with what is probably a more important source of virus - hospital employees. Patient care personnel usually have more close contact with patients than most visitors have, and personnel who have a respiratory illness can easily transmit their disease unless they are restricted from patient care. However, it may not be practical to restrict all ill personnel during an epidemic because, often, many are ill, and patient care can suffer if they remain at home. The staffing needs of a hospital must be considered before a policy is established that excludes all personnel with respiratory viral infections, especially since most such infections, at least in adults, are mild and do not cause pneumonia. If an influenza epidemic is expected, nosocomial spread of influenza may be limited by immunizing personnel and high risk patients several weeks or longer, if possible, before the epidemic. Antiviral drugs (for example, amantidine) may be useful to limit spread to and from patients and personnel during an epidemic of influenza A.

**Recommendations**

1. **Perioperative Measures for Prevention of Postoperative Pneumonia:**

   a. Patients who will receive anesthesia and will have an abdominal or thoracic operation or who have substantial pulmonary dysfunction, such as patients with chronic obstructive lung

disease, a musculoskeletal abnormality of the chest, or abnormal pulmonary function tests, should receive preoperative and postoperative therapy and instruction designed to prevent postoperative pulmonary complications such as pneumonia. The therapy and instruction, which are recommended below (1b through 1g), should be given by a person trained to administer them. **Category I**

b. Whenever appropriate, preoperative therapy should include treatment and resolution of pulmonary infections, efforts to facilitate removal of respiratory secretions (for example, by use of bronchodilators and postural drainage and percussion), and discontinuance of smoking by the patient. **Category I**

c. Preoperative instruction should include discussions of the importance in the postoperative period of frequent coughing, taking deep breaths, and ambulating (as soon as medically indicated). During the discussions, the patient should demonstrate and practice adequate coughing and deep breathing. **Category I**

d. An incentive spirometer should be used for preoperative instruction in deep breathing and for postoperative care. **Category III**

e. Postoperative therapy and instructions should be designed to encourage frequent coughing, deep breathing, and, unless medically contraindicated, moving about in the bed and ambulating. **Category I**

f. If conservative measures (mentioned in 1e above) do not remove retained pulmonary secretions, postural drainage and percussion should be done to assist the patient in expectorating sputum. **Category II**

g. Pain that interferes with coughing and deep breathing should be controlled, for example, by use of analgesics, appropriate wound support for abdominal wounds (e.g., tightly placing a pillow across the abdomen), and regional nerve blocks. **Category I** (Caution: narcotics may reduce the urge to cough and breath deeply).

h. Systemic antibiotics should not be rountinely used to prevent postoperative pneumonia. **Category I**

**2. Handwashing:**

Hands should be washed after contact with respiratory secretions, whether or not gloves are worn. Hands should be washed before and after contact with a patient who is intubated or has had a recent tracheostomy. **Category I**

**3. Fluids and Medication:**

a. i) Only sterile fluids should be nebulized or used in a humidifier. These fluids should be dispensed aseptically; that is, contaminated equipment should not be

allowed to enter or touch the fluid while dispensing. **Category I**

ii) After a large container (bottle) of fluid intended for use in a nebulizer or humidifier has been opened, unused fluids should be discarded within 24 hours. **Category II**

b. Either single dose or multi dose vials can be used for respiratory therapy. If multi dose vials are used, they should be stored (refrigerated or at room temperature) according to directions on the vial label or package insert. Vials should be used no longer than the expiration date given on the label. **Category II**

**4. Maintenance of Inuse Respiratory Therapy Equipment:**

a. i) Fluid reservoirs should be filled immediately before and not far in advance of use. Fluid should not be added to replenish partially filled reservoirs; that is, if fluid is to be added, the residual fluid should first be discarded. **Category II**

ii) Water that has condensed in tubing should be discarded and not allowed to drain back into the reservoir. **Category I**

b. i) Venturi wall nebulizers and their reservoirs should be routinely changed and replaced with sterilized or disinfected ones every 24 hours. **Category I**

ii) Other nebulizers (including medication nebulizers) and their reservoirs and cascade (high volume) humidifier and their reservoirs should be changed and replaced with sterilized or disinfected ones every 24 hours. **Category II**

iii) Room air humidifiers that create droplets to humidity and thus, are really nebulizers) should not be used. **Category I**

c. Reusable humidifier reservoirs for use with wall oxygen should be cleaned, rinsed, and then dried daily. **Category II** (Disposable reservoirs for use with wall oxygen may be safe for long periods, and it is not known whether these need to be rountinely changed before they are empty.)

d. The tubing (including any nasal prongs) and any mask used to deliver wall oxygen should be changed between patients. **Category I**

e. Breathing circuits (including tubing and exhalation extensions) should be routinely changed and replaced with sterilized or disinfected ones every 48 hours. **Category II**

f. When a respiratory therapy machine is used to treat multiple patients, the breathing circuit should be changed between patients and replaced with a sterilized or disinfected one. **Category II**

5. **Disposable Equipment:**

No pieces of respiratory therapy equipment that are designed for single use (disposable) should be reused. **Category I**

6. **Processing Reusable Equipment:**

a. All equipment to be sterilized or disinfected should be thoroughly cleaned to remove all blood, tissue, food, or other residue. It should be decontaminated before or during cleaning if it is marked "contaminated" and received from patients in certain types of isolation. **Category I**
b. Respiratory therapy equipment that touches mucous membranes should be sterilized before use on other patients. If this is not feasible, it should receive high level disinfection. **Category I**
c. Breathing circuits (including tubing and exhalation valves), medication nebulizers and their reservoirs, venturi wall nebulizers and their reservoirs, and cascade humidifiers and their reservoirs should be sterilized or receive high level disinfection. **Category I**
d. Since coolant chambers for ultrasonic nebulizers are difficult to disinfect adequately, these chambers should be gas sterilized (ethylene oxide) or have at least 30 minutes contact time with a high level disinfectant. **Category I**
e. The internal machinery of ventilators and breathing machines should not be routinely sterilized or disinfected between patients. **Category I** (Disinfection or sterilization may be necessary only after a machine is potentially contaminated by extremely dangerous agents, such as Lassa fever virus.)
f. Respirometers and other equipment used to monitor several patients in succession should not directly touch parts of the breathing circuit. Rather, extension pieces should be used between the equipment and breathing circuit and should be changed between patients. If no extension piece is used and such monitoring equipment is directly connected to contaminated equipment, the monitoring equipment should be sterilized or receive high level disinfection before use on other patients. **Category II**
g. Once they are used for one patient, hand powered resuscitation bags (for example, Ambu bags) should be sterilized or receive high level disinfection before use on other patients. **Category I** (There are no data to suggest that these bags need to be changed routinely during use on one patient).

7. **Microbiologic Monitoring:**

a. In the absence of an epidemic or high endemic rate of nosocomial pulmonary infections, the disinfection process for respiratory therapy equipment should not be monitored by

cultures, that is, routine sampling of such equipment should not be done. **Category I**

b. Because of the difficulty in interpreting results, routine microbiologic sampling of respiratory therapy equipment while it is being used by a patient is not recommended. **Category I**

**8. Patients with Tracheostomy:**

a. Tracheostomy should be performed under aseptic conditions in an operating room, except when strong clinical indications for emergency or bedside operation intervene. **Category I**

b. Until a recent tracheostomy wound has had time to heal or form granulation tissue around the tube, "no touch" technique should be used or sterile gloves should be worn on both hands for all manipulation at the tracheostomy site. **Category II**

c. i) When a tracheostomy tube requires changing, a sterile tube or one that has received high level disinfection should be used. **Category I**

ii) Aseptic technique, including the use of sterile gloves and drapes, should be used when a tube is changed. **Category II**

**9. Suctioning of Respiratory Tract:**

a. Risk of cross contamination and excessive trauma increases with frequent suctioning. Thus, suctioning should not be done routinely but only when needed to reduce substantial secretions, which may be indicated by increased respiratory difficulties or easily audible "gurgling" breathing sounds. **Category I**

b. Suctioning should be performed using "no touch" technique or gloves on both hands. **Category I** (Although fresh gloves should be used for each suctioning, sterile gloves are not needed.)

c. A sterile catheter should be used for each series of suctioning (dfefined as a single suctioning or repeated suctioning done with only brief periods intervening to clear or flush the catheter). **Category I**

d. If tenacious mucus is a problem and flushing of the catheter is required, sterile fluid should be used to remove secretions from it; fluid that becomes contaminated during use for one series of suctioning should then be discarded. **Category I**

e. i) Suction collection tubing (up to the cannister) should always be changed between patients. **Category I**

ii) Suction collection cannisters, when used on one patient, need not be routinely changed or emptied. **Category III**

iii) Unless used in short term care units (recovery or emergency rooms), suction collection canisters should be changed between use on different patients. **Category II**

iv) If used in short term care unit (recovery or emergency rooms), suction collection canisters need not be changed between patients but should be changed daily. **Category III**

v) Once they are changed, reusable suction collection canisters should be sterilized or receive high level disinfection. **Category II**

f. With portable suction devices, which may discharge contaminated aerosols, high efficiency bacterial filters should be used between the collection bottle and vacuum source. **Category III** (When used with wall suction units, such filters have not been shown to be useful for infection control.)

**10. Proctection of Patients from Other Infected Patients or Staff:**

a. Patients with potentially transmissible respiratory infections should be isolated according to the current edition of Isolation Techniques for Use in Hospitals. **Non categorized recommendation**

b. Personnel with respiratory infections should not be assigned to the direct care of high risk patients, for example, neonates, young infants, patients with chronic obstructive lung disease, or immunocompromised patients. **Category II**

c. If an influenza epidemic is anticipated, a prevention program should be started for all patient care personnel and high risk patients. This program could include use of influenza vaccine and antiviral chemoprophylaxis. **Category I**

**References**


1. Sanford, J.P. and Pierce, A.K. "Lower respiratory tract infections"; Bennett, J.V. Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston: Little; 255-286;1979.

2. Gross, P.A. Neu, H.C. Aswapokee, P. et al. "Deaths from nosocomial infections: Experience in a university hospital and community hospital"; Am J Med 68:219-223;1980.

3. Stevens, R.M. Teres, D. Skillmann, J.J. et al. "Pneumonia in an intensive care unit"; Arch Intern Med 134:106-11;1974.

4. Klatersky, J. Carpentier-Meunier, F. Kahan-Coppens, L. et al. "Endoctracheally administered antibiotics for gram-negative bronchopneumonia"; Chest 75:568-91;1969.

5. Grayhill, J.R. Marshall, L.W. Charache, P. et al. "Nosocomial pneumonia: A continuing major problem"; Am Rev Resp Dis 108:1130-1140;1973.

6. Eickhoff, T.C. Brachman, P.S. Bennett, J.V. et al. "Surveillance of nosocomial infections in community hospitals: I. Surveillance methods, effectiveness and initial results"; J Infec Dis 120:305-317;1969.

7. Barrett, F.F. Casey, J.I. and Finland, M. "Infections and antibiotic use among patients at Boston City Hospital"; N Engl J Med 278:5;1978.

8. Haley, R.W. Hooton, T.M. Culver, D. et al. "Nosocomial infections in US hospitals, 1975-1976: Estimated frequency by selected characteristics of patients"; Am J Med 70:947-959;1980.

9. Huxley, E.J. Viroslav, J. Gray, W.R. et al. "Pharyngeal aspiration in normal adults and patients with depressed consciousness"; Am J Med 64:564-568;1978.

10. Johanson, W.G. Pierce, A.K. and Sanford, J.P. "Changing pharyngeal bacterial flora of hospitalized patients: Emergence of gram-negative bacilli"; N Engl J Med 281:1137-1140;1969.

11. Rosenthal, S. and Tager, I.B. "Prevalence of gram-negative rods in the normal pharyngeal flora"; Ann Intern Med 83:355-357;1975.

12. Johanson, W.G. Pierce, A.K. Sanford, J.P. et al. "Nosocomial respiratory infections with gram negative bacilli: The significance of colonization of the respiratory tract"; Ann Intern Med 77:701-706;1972.

13. Reinarz, J.A. Pierce, A.K. Mays, B.B. et al. "The potential role of inhalation therapy equipment in nosocomial pulmonary infections"; J Clin Invest 44:831-839;1965.

14. Pierce, A.K. Sanford, J.P. Thomas, G.D. et al. "Long-term evaluation of decontamination of inhalation therapy equipment and the occurrence of necrotizing pneumonia"; N Engl J Med 282:528-531;1970.

15. Valenti, W.M. Hall, C.B. Douglas, R.G. Jr, et al. "Nosocomial viral infections: I. Epidemiology and significance"; Infect Control 1:33-37;1981.

16. Hall, C.B. "Nosocomial viral respiratory infections: Perennial weeds on pediatric wards"; Am J Med 70:670-676;1981.

17. Chanock, R.M. Kim, H.W. Vargosko, A.J. et al. "Respiratory syncytial virus I. Virus recovery and other observations during 1960 outbreak bronchiolitis, pneumonia and respiratory diseases in children"; JAMA 176:647-653;1961.

18. Hoffman, P.C. and Dixon, R.E. "Control of influenza in the hospital"; Ann Intern Med 87:725-728;1977.

19. Hall, C.B. and Douglas, R.G. Jr. "Nosocomial influenza infection as a cause of intercurrent fevers in infants"; Pediatrics 55:673-677;1975.

20. Williams, D.M Krick, J.A. Remington, J.S. "Pulmonary infections in the compromised host"; Am Rev Resp Dis 114:359-394, 593-627;1976.

21. Arnow, P.M. Anderson, R.L. Mainous, P.D. et al. "Pulmonary aspergillosis during hospital renovation"; Am Rev Respir Dis 118:49-53;1978.

22. Dondero, T.J. Jr. Rendtorff, R.C. Mallison, G.F. et al. "An outbreak of Legionnaires' disease associated with a contaminated air conditioning cooling tower"; N Eng J Med 302:365-370;1980.

23. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Coleman, M.L. et al. "Risk factors for postoperative pneumonia"; Am J Med 70:677-680;1981.

24. Stein, M. and Cassara, E.L. "Prospective pulmonary evaluation and therapy for surgical patients"; JAMA 211:787-790;1979.

25. Bartlett, R.H. Gazzaniga, A.B. Geragthy TR. "Respiratory maneuvers to prevent postoperative pulmonary complications. A critical review"; JAMA 224:1017-1021;1973.

26. Pontoppidan, H. "Mechanical aids to lung expansion in non-intubated patients"; Am Rev Resp Dis 122(suppl):109-119;1980.

27. Mackenzie, C.F. Ciesla, N. Imle, P.C. et al. Chest Physiotherapy in the intensive care unit; Baltimore: Williams & Wilkins, 1981.

28. Bartlett, J.G. and Gorbach, S.L. "The triple threat of aspiration pneumonia"; Chest 68:560-566;1975.

29. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Webster, C. et al. "Failure of bacterial filters to reduce the incidence of pneumonia after inhalation anesthesia"; Anesthesiology 54:364-368;1981.

30. Cross, A.S. and Roup, B. "Role of respiratory assistance devices in endemic nosocomial pneumonia"; Am J Med 70:681-685;1981.

31. Klaterski, J. Hensgens, C. Noterman, J. et al. "Endotracheal antibiotics for the prevention of tracheobroncheal infections in tracheotomized unconscious patients. A comparative study of gentamicin and aminoidin-polymixin B combination"; Chest 68:302-306;1975.

32. Klick, J.M. du Moulin, G.C. Hedley-Whyte, J. et al. "Prevention of negative bacillary pneumonia using polymyxin aerosol as prophylaxis: II. Effects on the incidence of pneumonia in seriously ill patients"; J Clin Invest 55:514-519;1979.

33. Feely, T.W. du Moulin, G.C. Hedley-Whyte, J. et al. "Aerosol polymixin and pneumonia in seriously ill patients"; N Engl J Med 293:471-475;1975.

34. Sprunt, K. and Redman, W. "Evidence suggesting importance of role of interbacterial inhibition in maintaining balance of normal flora"; Ann Intern Med 68:579-590;1968.

35. Hall, C.B. and Douglas, R.G. Jr. "Nosocomial respiratory syncytial viral infections. Should gowns and masks be used?"; Am J Dis Child 135:512-515;1981.

## IV. GUIDELINES FOR PREVENTION OF CATHETER ASSOCIATED URINARY TRACT INFECTIONS.


| | Page |
|---|---|
| Inroduction | 62 |
| Epidemiology | 62 |
| Control Measures | 63 |
| Recommendations | 66 |
| References | 69 |

## Introduction

The urinary tract is the most common site of nosocomial infection, accounting for more than 40% of the total number reported by acute care hospitals and affecting an estimated 600,000 patients per year (1).

Most of these infections (66% to 86%) follow instrumentation of the urinary tract, mainly urinary catheterization (2). Although not all catheter associated urinary tract infections can be prevented, it is believed that a large number could be avoided by the proper management of the indwelling catheter. The following recommendations were developed for the care of patients with **temporary indwelling urethral catheters.** Patients who require chronic indwelling catheters or individuals who can be managed with intermittent catheterization may have different needs. Determination of the optimal catheter care for these and other patients with different drainage systems requires separate evaluation.

## Epidemiology

The risk of acquiring a urinary tract infection depends on the method and duration of catheterization, the quality of catheter care, and host susceptibility. Reported infection rates vary widely, ranging from 1%-5% after a single brief catherization (3) to virtually 100% for patients with indwelling urethral catheters draining into an open system for longer than 4 days (4). Adoption of the closed method of urinary drainage has markedly reduced the risk of acquiring a catheter associated infection, but the risk is still substantial. As recent studies have shown, over 20% of patients catheterized and maintained on closed drainage on busy hospital wards may be expected to become infected (5,6). In these studies, errors in maintaining sterile closed drainage were common and predisposed patients to infection. Host factors which appear to increase the risk of acquiring catheter associated urinary tract infections include advanced age, debilitation, and the postpartum state (7,8).

Catheter associated urinary tract infections are generally assumed to be benign. In otherwise healthy patients, such infection is often asymptomatic and is likely to resolve spontaneously with the removal of the catheter. Occasionally, infection persists and leads to such complications as prostatitis, epididymitis, cystitis, pyelonephritis, and gram-negative bacteremia, particularly in high risk patients (8). The last complication is serious since it is associated with a significant mortality, but fortunately occurs in fewer that 1% of catheterized patients (9,10). The natural history of catheter associated urinary tract infections has been largely unstudied.

Catheter associated urinary tract infections are caused by a variety of pathogens, including Escherichia coli, Klebsiella, Proteus, enterococcus, Pseudomonas, enterobacter, Serratia, and Candida. Many of these microorganisms are part of the patient's endogenous bowel flora but they can also be acquired by cross contamination from other patients or hospital personnel or by exposure to contaminated solutions or non sterile equipment (11,12). Urinary tract pathogens such as Serratia marcescens and Pseudomonas cepacia have special epidemiologic significance. Since these microorganisms do not commonly reside in the gastrointestinal tract, their isolation from catheterized patients suggests acquisition from an exogenous source (13,14).

Whether from endogenous or exogenous sources, infecting microorganisms gain access to the urinary tract by several routes. Microorganisms that inhabit the meatus or distal urethra can be introduced directly into the bladder when the catheter is inserted. Generally, however, low rates of infection have been reported after single brief catheterization (4), suggesting that microorganisms introduced by this method are usually removed from healthy individuals by voiding or by antibacterial mechanisms of the bladder mucosa (15). With indwelling catheters, infecting microorganisms can migrate to the bladder along the outside of the catheter in the periurethral mucous sheath (16,17) or along the internal lumen of the catheter after the collection bag or catheter drainage tube junction has been contaminated (5,6). The importance of intraluminal ascension is suggested by the substantial reduction in infections that has been achieved through the use of the closed urinary that has been achieved through the use of the closed urinary drainage system. However, if sterile closed drainage can be maintained, extraluminal migration of microorganisms in the periurethral space becomes a relatively more important pathway of entry into the bladder (17).

**Control Measures**

An estimated 4 million patients are subjected yearly to urinary catheterization and, therefore, are at risk for catheter associated infection and its related sequelae. One of the most important infection control measures is to limit the use of urinary catheters to carefully selected patients, thereby reducing the size of the population at risk. Generally, urinary catheterization is indicated:

- to relieve urinary tract obstruction;
- to permit urinary drainage in patients with neurogenic bladder dysfunction and urinary retention;
- to aid in urologic surgery or other surgery on continuous structures;
- to obtain accurate measurements of urinary output in critically ill patients.

Specifically, urinary catheterization should be discouraged as a means of obtaining urine for culture or certain diagnostic tests, such as urinary electrolytes, when the patient can voluntarily void, or as a substitute for nursing care in the incontinent patient.

In selected populations, other methods of urinary drainage exist as possible alternatives to the use of the indwelling urethral catheter. Condom catheter drainage may be useful for incontinent male patients without outlet obstruction and with an intact voiding reflex. Its use, however, requires meticulous nursing care if local complications such as skin maceration or phimosis are to be avoided. In addition, frequent manipulation of the condom catheter drainage system (e.g., by agitated patients has been associated with an increase risk of urinary tract infection (18). Disposable abosrbant diapers have been seen to be a useful alternative for some incontinent patients. Attention to changing these diapers is necessary to avoid skin irritation. Another alternative, suprapubic catheter drainage, is most frequently used in patients on urologic or gynecology services. Although preliminary data on the risk of infection are encouraging (19,20), the benefit of the suprapubic catheter with regard to infection control has not been proven by controlled clinical studies. For certain types of patients with bladder emptying dysfunction, such as those with spinal cord injuries or children with meningomyelocele, a fourth alternative, intermittent catheterization, is commonly employed. The "no touch" method of intermittent catheterization advocated by Guttmann (21) is generally reserved for patients hospitalized during the acute phase of their spinal cord injury, while the clean, nonsterile method of Lapides (22) is frequently used by ambulatory patients for whom the practice of aseptic catheter insertion is difficult to maintain. As with suprapubic catheterization, however, well designed clinical trials comparing the efficacy of intermittent catheterization by either method to indwelling catherization in minimizing the risk of infection are lacking.

For patients who require indwelling urethral catheterization, adherence to the sterile continously closed system of urinary drainage is the cornerstone of infection control. For short term catheterization, this measure alone can reduce the rate of infection from an inevitable 100% when open drainage is employed to less than 25% (5). All other interventions can be viewed as adjunctive measures since none have proven to be as effective in reducing the frequency of catheter associated urinary tract infections.

Efforts have been made to improve the design of the closed urinary drainage system by modifying or adding to the basic unit introduced and widely adopted in the 1960s. Two modifications, the addition of a urine sampling port in the drainage tubing and the preconnected catheter/collecting tube system seem to have been logical advances since they discourage or prevent opening the closed system which has been well documented to predispose patients to infection (6). Other alterations have included the insertion of air vents, drip chambers, and one way valves designed to prevent reflux of contaminated urine and the

inclusion of hydrogen peroxide, chlorhexidine, or hypochlorite into the catheter bag to irradiate organisms that have been allowed to reach this site. Although these modifications have some theoretical basis, none have been shown to be effective in reducing the frequency of catheter associated infections. Additionally, overly complex drainage systems can affect the ease of operation or more easily malfunction (5). These latter factors can influence the acceptance of different systems by hospital personnel and ultimately affect infection control.

Other efforts to reduce the incidence of catheter associated infections have been directed toward:

- preventing microorganisms at the meatus from entering the bladder;
- eradicating microorganisms that gain entry into the urinary tract before they can proliferate (23).

Measures directed toward the first objective include aseptic catheter insertion, daily meatal cleansing, and daily application of antimicrobial ointments or solutions. On the basis of recent studies that have shown that catheterized patients colonized at the meatus with gram-negative bacilli or entercocci are at increased risk for subsequent infection (17,24), these measures have some theoretical value and can be expected to delay or prevent the onset of infection. Generally, clinical trials that have attempted to demonstrate the efficacy have not been well designed or did not include the use of the closed system of urinary drainage. However, two recent, prospective, controlled studies conducted by the same research group have shown that meatal care as it is currently commonly practiced (either twice daily cleaning with povidone-iodine solution followed by povidone iodine ointment or daily cleansing with soap and water) was ineffective in reducing the frequency of catheter associated infections in patients on closed urinary drainage (25,26). The value of different regimens (e.g., more frequent application, other concentrations, or other antimicrobial agents) is not known and requires further evaluation.

Infection control measures for the purpose of eradicating microorganisms in the urinary tract before they can proliferate and cause infection include irrigation of the bladder and the use of prophylactic systemic antibiotics. In one controlled study, continuous irrigation of the bladder with nonabsorbable antibiotics was associated with frequent interruption of the closed drainage system and did not bring about a reduction in the frequency of catheter associated infections (27). It is not known, however, whether such irrigation would be effective if the integrity of the closed drainage system could be maintained. Several recent studies have shown that prophylactic systemic antibiotics delay the emergence of catheter related infection (6,28), but this protective effect was transient and was associated with the selection of antibiotic resistent microorganisms. Thus, controversy regarding the value of prophylactic systemic anitbiotics remains.

When cross infection is likely to be responsible for the spread of catheter associated infections, additional measures have been proposed (29). In several outbreaks of nosocomial urinary tract infections, catheterized patients with asymptomatic infections served as unrecognized reservoirs of infecting organisms, and the mechanism of transmission appeared to be carriage on the hands of patient care personnel (13,14). In these outbreaks the implementation of control measures to prevent cross infection, including renewed emphasis on handwashing and spatial separation of catheterized patients, particularly infected from uninfected ones, effectively ended the outbreak. In the absence of epidemic spread or frequent cross infection, spatial separation of catheterized patients is probably less effective in controlling catheter associated infection.

Regular bacteriologic monitoring of catheterized patients has been advocated to ensure early diagnosis and treatment of urinary tract infections (8). Its possible value as an infection control measure lies in its potential usefulness in detecting and initiating treatment of clinically inapparent infections, which may serve as reservoirs of hospital pathogens, thus reducing the likelihood of cross infection. However, the potential benefit of bacteriologic monitoring for such a purpose has not been adequately investigated.

**Recommendations**

1. **Personnel:**

   a. Only persons (e.g., hospital personnel, family members, or patients themselves) who know the correct techniques of aseptic insertion and maintenance of the catheter should handle catheters (5,6,8). **Category I**
   b. Hospital personnel and others who care for catheters should be given periodic inservice training stressing the correct techniques and potential complications of urinary catheterization. **Category II**

2. **Catheter Use:**

   a. Urinary catheters should be inserted only when necessary and left in place for as long as necessary. They should not be used solely for the convenience of patient care personnel. **Category I**
   b. For selected patients, other methods of urinary drainage such as condom catheter drainage, disposable absorbant diapers, suprapubic catheterization, and intermittent urethral catheterization can be usefull alternatives to indwelling urethral catheterization (8,9,21,22). **Category III**

3. **Handwashing:**

Handwashing should be done immediately before and after any manipulation of the catheter site or apparatus (14,30). **Category I**

4. **Catheter Insertion:**

a. Catheters should be inserted using aseptic technique and sterile equipment (8,16,31). **Category I**
b. Gloves, drapes, sponges, and appropriate antiseptic solution for periurethral cleaning, and a single use packet of lubricant jelly should be used for insertion. **Category II**
c. As small a catheter as possible, consistent with good drainage, should be used to minimize urethral trauma (8). **Category II**
d. Indwelling catheters should be properly secured after insertion to prevent movement and urethral traction (31). **Category I**

5. **Closed Sterile Drainage:**

a. A sterile, continuously closed drainage system should be maintained (5,6,27). **Category I**
b. The catheter and drainage tube should not be disconnected unless the catheter must be irrigated (see Irrigation Recommendation 6). **Category I**
c. If breaks in aseptic technique, disconnection, or leakage occur, the collecting system should be replaced using aseptic technique after disinfecting the catheter-tubing junction. **Category III**

6. **Irrigation:**

a. If irrigation is necessary to prevent obstruction due to bleeding (e.g., after prostatic or bladder surgery) continuous irrigation via a three way catheter should be used. The junction site of the catheter and irrigation system should be disinfected when being changed or disconnected. **Category I**
b. If irrigation is necessary to relieve obstruction for other causes, an intermittent method for irrigation should be used. **Category II**
c. The catheter-tubing junction should be disinfected before disconnection. **Category II**
d. A large volume sterile syringe and sterile irrigant should be used and then discarded. The person performing irrigation should use aseptic technique. **Category I**

e. If the catheter becomes obstructed and can be kept open only by frequent irrigation, the catheter should be changed if it is likely that the catheter itself is contributing to the obstruction (e.g., formation of concretions). **Category II**
f. Continuous irrigation of the bladder as a means to prevent infection has not been proven to be useful and should not be performed. **Category II**

7. **Specimen Collection:**

a. Small volumes for urine culture should be obtained only by needle aspriations of the sample port or the distal end of the catheter. The site should be disinfected prior to aspiration. **Category I**
b. Larger volumes of urine for other analyses should be obtained aseptically from the drainage bag. **Category I**

8. **Urinary Flow:**

a. Unobstructed flow should be maintained (6,8). **Category I** Occasionally, it is necessary to temporarily obstruct the catheter for specimen collection or other medical purposes.
b. To achieve free flow of urine:
   i) the catheter and collecting tube should be kept from kinking;
   ii) the collecting bag should be emptied regularly using a separate collecting container for each patient (the spigot and nonsterile collecting container should never come in contact) (33);
   iii) a poorly functioning or obstructed catheter should be irrigated (see Irrigation Recommendation 6) or if necessary replaced;
   iv) the collecting bag should always be kept below the level of the bladder. **Category I**

9. **Meatal Care:**

While meatal care may be required for hygienic and patient comfort reasons, two recent studies have shown that cleansing with povidone iodine or soap and water did not reduce the incidence of catheter associated urinary tract infection (25,26). **Category I**

10. **Catheter Change Intervals:**

Indwelling catheters should not be changed at arbitrary fixed intervals (34). **Category II**

**11. Spatial Separation of Catheterized Patients:**

To minimize the chances of cross infection, catheterized patients infected with aminoglycoside resistent organisms should not be cared for in the bed adjacent to uninfected catheterized patients (29). **Category III**

**12. Bacteriological Monitoring**

The value of regular bacteriologic monitoring of catherized patients as an infection control measure has not been established, and the measure is not recommended (35). **Category III**

**13. Ancillary Equipment**

a. Each patient should be supplied with a one litre stainless steel urine collecting container which should be used for that patient alone, and be sterilized prior to its use for another patient (36). **Category I**
b. Diabetic urine testing equipment (test tubes, urine droppers) should be individualized and disposable (36). **Category I**
c. Urometers may be reservoirs for infecting organisms, and should be individualized and cold sterilized after patient use (36). **Category I**

**References**


1. Center for Disease Control; National Nosocomial Infections Study report: Atlanta: Center for Disease Control; November 1979: 2-14.

2. Martin, C.M. and Brookrajian, E.N. "Bacteriuria prevention after indwelling urinary catheterization"; Arch Inter Med 110: 703-11;1962.

3. Turck, M. Goffe, B. and Peersdorf, R.G. "The urethral catheters and urinary tract infection"; J Urol 88:834-7;1962.

4. Kass, E.H. "Asymptomatic infection of the urinary tract"; Trans Assoc Am Physicians 69:56-63;1956.

5. Kunin, C.M. McCormick, R.C. "Prevention of catheter induced urinary tract infection by sterile closed drainage"; N Engl J Med 274:1155-61;1966.

6. Garibaldi, R.A. Burke, J.P. Dickmann, M.L. and Smith, C.B. "Factors predisposing to bacteriuria during indwelling urethral catheterization"; N Engl J Med 291:215-9;1974.

7. Brunfitt, W., Davies, B.L. and Rosser, I. "The urethral catheter as a cause of urinary tract infection in pregnancy and puerperium"; Lancet 2:1059-61;1962.

8. Kunin, C.M. "Detection, prevention and management of urinary tract infections"; 3rd ed. Philadelphia; Lea and Febiger; 1979.

9. Steere, A.C. Stamm, W.E. Martin, S.M. and Bennett, JV. "Gram-negative rod bacteremia"; Bennett, J.V. and Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston: Little, Brown and Company; 508-18;1979.

10. Kreger, B.E. Craven, D.E. and McCabe, W.R. "Gram-negative bacteremia IV: Re-evaluation of clinical features and treatment in 612 patients"; Am J Med 68:344-55;1980.

11. Selden, R. Lee, S. Wang, W.L.L. et al. "Nosocomial Klebseilla infections, intestinal colonization as a reservoir"; Ann Intern Med 1971;74:657-61.

12. McLeod, J.W. "The hospital urine bottle and bedpan as reservoirs of infection by Pseudomonas"; Lancet 1:394-5;1958.

13. Maki, D.G. Hennekens, C.H. Bennett, J.V. et al. "Nosocomial urinary tract infections with Serratia marcesens: an epidemiologic study 1973"; J Infec Dis 128:759-87.

14. Kaslow, K.A. Lindsey, J.O. Bisno, A.L. and Price A. "Nosocomial infection with highly resistant Proteus retigeri. Report of an epidemic"; Am J Epidemiol 104:728-86;1976.

15. Nordon, C.W. Green, G.M. and Kass, E.H. "Antibacterial mechanisms of the urinary bladder"; J Clin Invest 47:2689-700; 1968.

16. Kass, E.H. and Schneiderman, L.J. "Entry of bacteria into the urinary tract of patients with inlying catheters"; N Engl J Med 256:556-7;1957.

17. Garibaldi, R.A. Burke, J.P. Brett, M.R. Miller, W.A. and Smith, C.B. "Meatal colonization and catheter associated bacteriuria"; N Engl J Med 303:316-8;1980.

18. Hirsh, D.D. Painstein, V. and Mushet, D.M. "Do condom catheter collecting systems cause urinary tract infection?"; JAMA 242:340-1;1979.

19. Hodgkinson, C.P. and Hodari, A.A. "Trocar suprapubic cystostomy for postoperative bladder drainage in the female"; J Obstet Gynecol 96:773-83;1966.

20. Marcus, R.T. "Marrow bore suprapubic bladder drainage in Uganda"; Lancet 1:748-50, 1967.

21. Guttmann, L. and Frankel, H. "The value of intermittent catheterization in the early management of traumatic paraplegia and tetraplegia"; Paraplegia 4:63-83; 1966.

22. Lapides, J. Diokno, A.C. Gould, F.R. Lowe, B.S. "Further observations on self catheterization"; J Urol 116:169-71; 1976.

23. Sanford, J.P. "Hospital-acquired urinary tract infections"; Ann Intern Med 60:903-14; 1964.

24. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Miller, W.A. Steinmuller, P. and Burke, J.P. "Evaluation of periurethral colonization as a risk factor for catheter associated bacteriuria"; Proceedings of the 16th Interscience Conference on Antimicrobial agents and Chemotherapy, Chicago: 1976; 142.

25. Britt, M.R. Burke, J.P. Miller, W.A. Steinmuller, P. and Garibaldi, R.A. "The noneffectiveness of daily meatal care in the prevention of catheter associated bacteriuria"; Proceedings of the 16th Interscience conference on Antimicrobial Agents and Chemotherapy; Chicago: 1976; 141.

26. Burke, J.P. Garibalidi, R.A. Britt, M.R. Jocobson, J.A. Conti, M. and Alling, D.W. "Prevention of catheter-associated urinary tract infections: Efficacy of the meatal care regimens"; Proceedings of the 2nd International Conference on Nosocomial Infections; Atlanta: August 4-8, 1980. Am J Med press.

27. Warren, J.W. Platt, R. Thomas, K.J. Rosner, B. and Kass, E.H. "Antibiotic irrigation and catheter associated urinary tract infections"; N Engl J Med 299:570-73; 1878.

28. Britt, M.R. Garibaldi, R.A. Miller, W.A. Hebertson, R.M. and Burke, J.P. "Antimicrobial prophylaxis for catheter-associated bacteriuria"; Antimicrob Agents Chemother 11:240-3; 1977.

29. Maki, D.G. Hennekens, C.H. and Bennett, J.V. "Prevention of catheter associated urinary tract infection, an additional measure"; JAMA 22:1270-1; 1972.

30. Steer, A.C. and Mallison, G.F. "Handwashing practices for the prevention of nosocomial infections"; Ann Intern Med 83:683-90; 1975.

31. Desautels, R.F. Walter, C.W. Graves, R.C. et al. "Technical advances in the prevention of urinary tract infection"; J Urol 87:487-90; 1962.

32. Viant, A.C. Linton, K.B. Gillespie, W.A. "Improved method for preventing movement of indwelling catheters in female patients"; Lancet 1:736-7;1971.

33. Marrie, T.J. Major, H. Gurwith, M. et al. "Prolongued outbreaks of nosocomial urinary tract infection with a single strain of Pseudomonas aeruginosa"; Can Med J 119:593-6;1978.

34. Stamm, W.E. "Guidelines for the prevention of catheter-associated urinary tract infections"; Ann Intern Med 82:286-90; 1975.

35. Mooney, B.S. Garibaldi, R.A. and Britt, M.R. "Natural history of catheter-associated bacteriuria (colonization, infection, bacteremia): Implications for protection"; Proceedings of the 11th International Congress of Chemotherapy and the 19th Interscience Conference of Antimicrobial Agents and Chemotherapy; Boston: October 8-12, 1979; Washington, D.C.: The American Society of Microbiology; 1083-4;1980.

36. Marrie, T.J. Noble, M.A. Haldane, E.V. Duncan, N.H. Paterson, I. Carruthers, D. Barry, A. West, A. and McCormick, S. "Serratia marcescens - A marker for an infection control progran"; Infection Control; 3:134-42;1982.

# APPENDIX

DEPARTMENT OF HEALTH & HUMAN SERVICES

Public Health Service

Centers for Disease Control
Atlanta GA 30333

(404)329-3171
March 21, 1983

P. Riben, M.D.
Chief, Division of Infection
Control
Bureau of Infection Control
Laboratory Centre for Disease Control
Ottawa, Ontario K1A 0L2

Dear Doctor Riben:

In reply to your letter of February 28, 1983, I would be quite pleased for you adapt the CDC Guidelines for the Prevention and Control Nosocomial Infections for use in Canadian hospitals in whatever way would be most useful. Since our work is supported by public funds, the resulting documents are in the public domain and are thus not controlled by laws. In practice, we encourage the adaptation of these documents to unique situations as appropriate. For example, substituting the names of Canadian agencies in place of their U.S. counterparts would be quite appropriate.

I would very much encourage your adapting the Guidelines and perhaps mailing them to all Canadian hospitals under your auspices. If we can be helpful in this regard, please let me know.

Sincerely yours,

Robert W. Haley, M.D.
Director, Hospital Infections Program
Center for Infectious Diseases

Santé et Bien-être social Canada
Health and Welfare Canada

# GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS

I PRÉVENTION DES INFECTIONS INTRAVASCULAIRES

II PRÉVENTION DES INFECTIONS DES PLAIES OPÉRATOIRES

III PRÉVENTION DE LA PNEUMONIE NOSOCOMIALE

IV PRÉVENTION DES INFECTIONS DES VOIES URINAIRES

Canada

# GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS

Bureau de lutte anti-infectieuse
Direction générale de la protection de la santé
et
Direction des services de la santé
Direction générale des services et de la promotion de la santé

Publication autorisée par le
ministre de la Santé nationale et du Bien-être social
1985

Also available in english under the title:
"Infection Control Guidelines"

## IMPORTANT

Les renseignements contenus dans ce guide étaient actuels au moment de la publication. En les utilisant, on doit se rappeler que certains aspects de la technologie médicale évoluent rapidement. Le lecteur qui constate la présence de données périmées dans le texte est prié d'en informer:

Le Directeur
Bureau de lutte anti-infectieuse
Laboratoire de lutte contre la maladie
Direction générale de la protection de la santé
Ministère de la Santé nationale et du Bien-être social
Ottawa (Ontario)
K1A 0L2

On peut obtenir d'autres exemplaires du guide à l'adresse au-dessus.

## TABLE DES MATIÈRES


| | Page |
|---|---|
| **AVANT-PROPOS** | iv |
| **LISTE DES MEMBRES DU COMITÉ DIRECTEUR** | v |
| **INTRODUCTION GÉNÉRALE** | viii |
| **GUIDE** | |
| I GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS INTRAVASCULAIRES | 1 |
| II GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS DES PLAIES OPÉRATOIRES | 25 |
| III GUIDE DE PRÉVENTION DE LA PNEUMONIE NOSOCOMIALE | 45 |
| IV GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS DES VOIES URINAIRES | 69 |
| **ANNEXE** | 83 |
| PERMISSION DU CDC D'ADAPTER SES LIGNES DIRECTRICES | 85 |

## AVANT-PROPOS

L'objectif primaire dans l'élaboration des politiques cliniques au niveau national consiste à promouvoir le developpement des professionnels de la santé pour assurer la qualité des soins aux patients.

Un guide de prévention des infections est nécessaire pour aider à mettre au point des politiques, des modalitiés et des mécanismes d'évaluation en vue d'assurer une qualité optimale des soins de santé.

Le Bureau de lutte anti-infectieuse du Laboratoire de lutte contre la maladie, Direction générale de la protection de la santé, assume une responsabilité primordiale; il a le mandat, d'aider les hôpitaux à élaborer des programmes de prévention et de contrôle de infection. Comme on avait cernē le besoin d'établir des lignes directrices specifiques dans ce secteur, le Bureau a entrepris d'élaborer des lignes directrices propres au milieu canadien. Prenant conscience des connaissances specialisées que la Direction des services de la santé pouvait offrir dans l'élaboration de ces lignes directrices, le Bureau a demandé à cette dernière de fournir la coordination et des avis professionnels.

Ce guide est le premier d'une série qui sera mis au point par certains groupes de travail. La particularité des lignes directrices sur le contrôle des infections intravasculaires, des infections des plaies opératoires, de la pneumonie nosocomiale et des infections des voies urinaires, est qu'il s'agit d'une adaptation canadienne des lignes directrices élaborées par le Centers for Disease Control (CDC) aux États-Unis. Ces lignes directrices, utilisées et respectées partout au Canada, ont été modifées avec l'autorisation du CDC afin d'en faciliter et d'en accélérer l'application et d'éviter la répétition inutile des activités menant à l'élaboration de lignes directrices semblables pour le Canada.

L'adaptation du guide de prévention des infections du CDC a été réalisée par le Comité directeur chargé de l'élaboration du Guide de prévention des infections. Les membres du Comité sont des experts dans le domaine de la lutte contre l'infection et représentent trois professions de la santé.

Afin que les lignes directrices atteignent leur but, il est essentiel de favoriser la recherche et de procéder à des révisions et à des mises à jour fréquentes pour tenir compte des progrès réalisés dans le domaine.

Les membres du Comité directeur expriment leur profonde reconnaissance aux nombreux praticiens de la santé et tous ceux qui ont contribué à cette réalisation en fournissant des conseils et des renseignements éclairés.

## LISTE DES MEMBRES

Le Comité directeur chargé de l'élaboration du guide de prévention des infections et responsable de l'adaptation, en 1983, du Guide du CDC qui fait l'objet du présent document est composé des personnes suivantes:

D^r Joseph Losos (président)
Directeur
Bureau de lutte anti-infectieuse
Laboratoire de lutte contre la maladie
Direction générale de la protection de la santé
Santé et Bien-être social
OTTAWA (Ontario)

D^r Michel Brazeau
Directeur scientifique
Laboratoire de santé publique du Québec
STE-ANNE DE BELLEVUE (Québec)

M^me Beverly Campbell
Infirmière-conseil
Division de lutte anti-infectieuse
Bureau de lutte anti-infectieuse
Laboratoire de lutte contre la maladie
Direction générale de la protection de la santé
Santé et Bien-être social
OTTAWA (Ontario)

D^r Anthony Chow
Chef
Division des maladies infectieuses
Service de médecine
Hôpital général de Vancouver
VANCOUVER (Colombie-Britannique)

M^me Diane Elder
Coordonnatrice de la lutte anti-infectieuse
Département de pathologie
Université McMaster
HAMILTON (Ontario)

D^r E. Lee Ford-Jones
Épidémiologiste de l'hôpital
Division des maladies infectieuses
Service de pédiatrie
Hôpital pour enfants malades
TORONTO (Ontario)

M^me Denise Gauthier
Spécialiste en prévention des infections
Hôpital Reine-Élizabeth
MONTRÉAL (Québec)

M^lle Carol Goldman
Infirmière - lutte anti-infectieuse
Hôpital Mount Sinai
TORONTO (Ontario)

M^me Margaret King-Collier
Infirmière - épidémiologiste
Université de l'Alberta
EDMONTON (Alberta)

M^me Irene Krahn
Directrice
Services de santé et de sécurité professionnelles
Services de santé et de sécurité professionnelles en milieu hospitalier
Association des hôpitaux d'Ontario
DON MILLS (Ontario)

D^r T. Marrie
Directeur
Programme des maladies infectieuses
Hôpital Général de Victoria
HALIFAX (Nouvelle-Écosse)

D^r James H. Murray
Directeur général associé
Conseil canadien de l'agrément des hôpitaux
OTTAWA (Ontario)

D^r Michael Noble
Microbiologiste clinicien
Département de pathologie
Université de la Colombie-Britannique
Centre des Sciences de la santé
VANCOUVER (Colombie-Britannique)

M^me D. Pequegnat
Agent - lutte anti-infectieuse
Hôpital Civic d'Ottawa
OTTAWA (Ontario)

Dr P. Riben
Chef
Division de lutte anti-infectieuse
Bureau de lutte anti-infectieuse
Laboratoire de lutte contre la maladie
Direction générale de la protection de la santé
Ministère de la Santé nationale et du Bien-être social
OTTAWA (Ontario)

Dr Allan Ronald
Professeur et directeur
Département de microbiologie médicale
Université du Manitoba
Centre des Sciences de la santé
WINNIPEG (Manitoba)

COORDONNATRICE

Mlle Marjorie Carroll
Infirmière-conseil
Division des services en établissement et des services professionnels
Direction des services de la santé
Direction générale des services et de la promotion de la santé
Ministère de la Santé nationale et du Bien-être social
OTTAWA (Ontario)

## INTRODUCTION GÉNÉRALE

Ce Guide a été adapté au contexte canadien d'après la publication "Guidelines for the Prevention and Control of Nosocomial Infections", du Center for Disease Control, U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service.

Nous avons utilisé, pour chaque recommandation, le même ordre de priorité que dans le guide américain. En voici un résumé:

**Catégorie I : Adoption fortement recommandée**

Les mesures de la catégorie I sont fortement étayées par des études cliniques bien structurées et contrôlées qui démontrent leur efficacité lorsqu'il s'agit de réduire le risque d'infection nosocomiale, ou elles sont jugées utiles par la majorité des experts dans le domaine. On considère que les mesures de cette catégorie conviennent à la majorité des hôpitaux, peu importe leur taille, le nombre de malades hospitalisés ou le taux d'infection nosocomiale, et qu'elles sont d'application pratique.

**Catégorie II : Adoption modérément recommandée**

Les mesures de la catégorie II sont étayées par des études cliniques très peu objectives ou par des études définitives effectuées dans des établissements qui ne sont pas nécessairement représentatifs des autres hôpitaux. Les mesures qui n'ont pas été analysées en profondeur, mais qui s'appuient sur une base théorique solide indiquant qu'elles peuvent être très efficaces, sont comprises dans cette catégorie. On estime que les mesures de la catégorie II sont d'application pratique, sans toutefois être la norme pour tous les hôpitaux.

**Catégorie III: Adoption faiblement recommandée**

Les mesures de la catégorie III ont été proposées par des chercheurs, des experts ou des organismes divers, mais jusqu'à maintenant, elles ne s'appuient sur aucune donnée ou base théorique solide. Par conséquent, on peut reconnaître qu'il s'agit de questions importantes qui méritent une analyse plus poussée et certains hôpitaux peuvent envisager de les appliquer, surtout si ces hôpitaux font face à un problème particulier d'infection nosocomiale et s'ils disposent de ressources suffisantes.

Ce Guide comprend aussi des recommandations qui déconseillent l'adoption de certaines mesures. Ces mises en garde sont également classées dans l'une des trois catégories, selon la force des données scientifiques à l'appui ou des opinions exprimées par les membres du groupe de travail. Une mise en garde, dans le cas de la catégorie I, signifie que les données scientifiques ou l'opinion générale déconseillent fortement l'adoption de la mesure. Dans le cas de la catégorie III, une mise en garde signifie que la mesure envisagée ne devrait probablement pas être adoptée, compte tenu des renseignements disponibles. Cependant, une telle mesure doit faire l'objet d'une analyse plus poussée.

# I. GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS INTRAVASCULAIRES


| | Page |
|---|---|
| **Infections liées à l'intraveino-thérapie** | 2 |
| Introduction | 2 |
| Épidémiologie | 5 |
| Mesures de prévention | 9 |
| Recommandations | 14 |
| Bibliographie | |
| **Appareils de mesure de la pression intravasculaire** | 16 |
| Introduction | 16 |
| Épidémiologie | 16 |
| Recommandations | 18 |
| Bibliographie | 22 |

## INFECTIONS LIÉES À L'INTRAVEINO-THÉRAPIE

### Introduction

L'intraveino-thérapie est une partie intégrante des méthodes modernes de soins des malades et elle est administrée à près de la moitié des malades hospitalisés, surtout à ceux qui sont gravement atteints. Par son accès direct au système vasculaire d'un malade, l'appareil d'intraveino-thérapie permet la mesure de la pression sanguine intravasculaire, ainsi que l'administration de nombreux agents que d'autres moyens ne permettent pas d'administrer aussi efficacement. Malheureusement, un appareil d'intraveino-thérapie est aussi une porte d'entrée directe au système vasculaire pour les micro-organismes; ces micro-organismes peuvent causer de graves infections s'ils pénètrent et se propagent dans la canule (le catheter), le point d'insertion ou la solution intraveineuse. Par conséquent, l'intraveino-thérapie est une cause possible de maladies graves ou même de décès chez les malades hospitalisés.

### Épidémiologie

Les infections liées à l'intraveino-thérapie se rapportent à la contamination microbienne de la canule et du point d'insertion (infection liée à la canule) et à la contamination microbienne de la solution intraveineuse (infection liée à la solution intraveineuse). La plupart des infections liées à l'intraveino-thérapie se rapportent à la canule. Ces infections sont généralement endémiques; autrement dit, elles ne se manifestent pas sous forme d'éclosion, tandis que la plupart des infections liées à la solution intraveineuse sont épidémiques.

Les infections liées à la canule, qui peuvent s'accompagner ou non de fièvre ou de bactériémie, comprennent la thrombophlébite purulente, la cellulite et "l'infection occulte du point d'insertion". Une phlébite (habituellement caractérisée par une chaleur et un érythème de la peau qui recouvre une veine indurée ou sensible) précède ou accompagne fréquemment ces infections. Une phlébite peut être d'origine infectieuse, mais elle résulte généralement d'une irritation mécanique ou chimique causée par la canule ou la solution intraveineuse. La thrombophlébite purulente comporte souvent les mêmes signes et symptômes qu'une phlébite simple, mais de plus, elle est caractérisée par une manifestation évidente ou microscopique de suppuration dans la lumière du vaisseau affecté. Le plus s'écoule parfois spontanément du point d'insertion, mais il peut être nécessaire d'exercer une pression pour l'extraire. Ces infections sont dangereuses parce qu'elles entraînent fréquemment une bactériémie grave et nécessitent souvent l'extraction chirurgicale de la veine. La cellulite est caractérisée par une peau chaude, érythémateuse et souvent sensible et oedémateuse autour du point d'insertion; les écoulements purulents sont rares. L'expression: "infection occulte du point d'insertion" se rapporte aux infections qui provoquent peu (ou pas) d'écoulements purulents ou d'inflammation au

niveau du point d'insertion. Au début de leur manifestation, ces infections s'accompagnent rarement de symptômes ou de signes systémiques. Cependant, parce qu'elles sont les infections liées à la canule les plus courantes, elles provoquent probablement plus fréquemment une bactériémie que la thrombophlébite purulente ou la cellulite. Ainsi, les infections occultes du point d'insertion présentent un problème de diagnostic grave et compliqué; le diagnostic peut dépendre de la culture de la canule.

Les facteurs qui influent sur les risques d'infection liée à la canule auxquels est exposé un malade sont, entre autres:

- la sensibilité du malade aux infections, par exemple, les brûlés et les malades dont la défense immunitaire est compromise sont plus sujets à contracter ce type d'infection;

- le genre de canule utilisé, par exemple, les canules de plastique sont généralement responsables d'un taux d'infection plus élevé que les canules en acier (micro-perfuseurs à ailettes);

- la méthode d'insertion, par exemple, les canules insérées par dénudation semblent causer un taux d'infection plus élevé que les aiguilles hypodermiques;

- la durée de la perfusion, par exemple, on attribue aux canules en place dans une veine périphérique pendant plus de 48 à 72 heures un taux d'infection sensiblement élevé;

- le but de l'introduction de la canule, par exemple, une canule introduite dans une veine centrale pour mesurer la pression veineuse centrale (PVC) est responsable de taux d'infection comparativement élevés.

À cause des différences entre les hôpitaux pour ce qui est des facteurs de risque, les taux d'infection signalés varient considérablement. Cependant, en réunissant les données recueillies dans de nombreux hôpitaux, on a pu établir la fréquence de deux complications principales. De tous les malades soumis à l'intraveino-thérapie (1), environ 0,2 p. 100 ont contracté une thrombophlébite purrulente et moins de 1 p. 100, une bactériémie liée à l'intraveino-thérapie.

Le Staphylococcus aureus, germe gram-positif, est le micro-organisme le plus fréquemment décelé dans les infections liées à la canule, représentant environ 30 p. 100 de tous les agents pathogènes signalés, mais les germes gram-négatifs (en tant que groupe) représentent environ 50 p. 100 (1). Le spectre des germes pathogènes ne semble pas différer selon le genre de canule utilisé ou de services hospitaliers, mais l'usage d'onguents antibiotiques et antiseptiques sur le point d'insertion peut modifier les flores rencontrées (ex. : des bactéries aux champignons) et leur degré de sensibilité aux antibiotiques.

Il est souvent difficile de déterminer si la bactériémie est liée à la canule, puisque c'est la flore cutanée, particulièrement le Staphylococcus epidermidis, qui prédomine lorsqu'on procède à la culture systématique des pointes des cathéters et que la grande majorité de ces organismes ne sont généralement pas source d'infection. Cependant, Maki et coll. ont décrit une méthode semi-quantitative de culture des canules intraveineuses qui semble établir une distinction entre infection et contamination (2, 3). Il existe une corrélation importante entre l'envahissement à forte densité de la canule, comme permet de l'établir cette technique de culture, et la bactériémie et l'inflammation locale liées à l'intraveino-thérapie.

Puisque les cultures fréquentes coûtent cher et que la plupart des canules ne sont pas source d'infection, le personnel hospitalier sait généralement à quel moment la culture d'une canule serait le plus vraisemblablement utile. Il est utile de procéder à une culture à chaque fois qu'on soupçonne la présence d'une infection liée à l'intraveino-thérapie. Une thrombophlébite purulente ou une cellulite au niveau du point d'insertion indique fortement la présence d'une infection liée à l'intraveino-thérapie, mais une culture de la canule peut confirmer le diagnostic et permettre d'isoler l'organisme coupable; on devrait également soumettre le pus à une coloration de Gram et à une culture. La culture de la canule peut être utile aussi lorsqu'un malade qui a subi une intraveino-thérapie contracte une fièvre ou une bactériémie et qu'aucun foyer d'infection n'est apparent. Une culture selon la méthode semi-quantitative permet de déceler une infection même lorsque le point d'insertion ne présente aucun signe évident d'infection.

Les infections associées à la contamination microbienne de la solution intraveineuse se manifestent beaucoup moins fréquemment que les infections liées à la canule, mais lorsqu'elles le font, elles sont généralement de nature épidémique (4, 5). La contamination peut se produire au cours de la fabrication et avant l'usage (contamination intrinsèque) ou au cours de la préparation à l'hôpital (contamination extrinsèque) lorsque les organismes sont introduits durant la manipulation du contenant de solution, du cathéter ou des dispositifs reliés au cathéter (montages secondaires, brides d'arrêt, etc.).

Il peut être impossible de discerner cliniquement une infection causée par l'administration d'une solution contaminée d'une infection attribuable à une autre cause, mais on devrait soupçonner la présence d'un tel problème dans les cas suivants:

- lorsque les signes et les symptômes de l'infection se manifestent immédiatement ou peu de temps après le début de la perfusion, surtout chez un malade peu sujet à l'infection et lorsqu'aucun foyer d'infection n'est apparent;

- lorsqu'un traitement antibiotique approprié ne réussit pas à éliminer l'infection tant que la perfusion se poursuit;

- lorsque la condition du malade s'améliore rapidement sans recours aux antibiotiques, dès que la perfusion est arrêtée;

- lorsque le même organisme est décelé dans la solution administrée et le sang du malade.

Les infections causées par une solution intraveineuse contaminée sont presque exclusivement attribuables à des bacilles gram-négatifs, principalement les membres du groupe Klebsiella - Enterobacter - Serratia, bien que le Citrobacter freundii et le Pseudomonas thomasii aient également été impliqués dans des épidémies. Ces organismes peuvent proliférer dans des liquides intraveineux; la plupart des autres organismes meurent ou ne se reproduisent pas dans ces liquides (4, 5). L'isolement de l'un de ces organismes dans le circuit sanguin d'un malade que l'on croit atteint d'une infection liée à l'intraveino-thérapie devrait indiquer une contamination de la solution intraveineuse plutôt que la présence plus fréquente d'une infection liée à la canule, bien que les deux puissent être responsables. Lorsque ces organismes ont été isolés au cours d'épidémies causées par des solutions contaminées par voie intrinsèque, on a souvent constaté que leurs antibiogrammes étaient différents de ceux des agents de bactériémie pathogènes décelés habituellement dans l'établissement, en ce qu'ils ne présentaient pas les modèles habituels de résistance à plusieurs antibiotiques (5).

Les solutions de suralimentation, particulièrement celles qui contiennent des acides aminés cristallins, empêchent la croissance de la plupart des micro-organismes. Cependant, le Candida peut proliférer dans ces liquides, quoi qu'il le fasse lentement (6). Les émulsions grasses favorisent la croissance rapide d'une variété de micro-organismes (7). Le présent Guide ne fera pas état des recommandations relatives à la lutte contre l'infection liée à la suralimentation.

**Mesures de prévention**

La plupart des mesures de prévention en matière d'intraveino-thérapie portent sur l'usage approprié des canules puisque les infections liées à la canule sont les plus fréquentes. L'une des premières étapes avant d'entreprendre un traitement intraveineux est le choix de la canule. Il a été établi que les canules en acier comportent un moins grand risque d'infection que les canules en matière plastique; cependant, les études comparatives n'ont pas porté sur un genre de canule particulier choisi de façon aléatoire et contrôlée. Selon les résultats d'une étude effectuée récemment sur un échantillon aléatoire et contrôlé, les canules de plastique ne présentent aucune différence quant au taux d'infections liées aux deux genres de canules (8); cependant, cette étude n'a pas inclu certains malades à risque élevé d'infection, ceux qui sont hospitalisés dans des unités de soins intensifs et elle a été effectuée dans un hôpital où l'équipe responsable de l'intraveino-thérapie changeait les canules au moins à toutes les 72 heures. On peut donc conclure d'après cette étude que les canules de plastique peuvent être utilisées en toute sécurité dans les établissements où les

canules sont changées à toutes les 48 ou 72 heures (comme peut le faire l'équipe responsable de l'intraveino-thérapie). De plus, puisque les canules de plastique ont moins tendance à causer une infiltration ou à se déloger que les canules en acier, leur usage est indiqué lorsque l'accès au système cardiovasculaire est nécessaire et qu'une interruption même temporaire de l'intraveino-thérapie risque d'avoir des conséquences graves. En outre, il faut utiliser une canule de plastique pour pénétrer dans une veine centrale. Autrement, lorsqu'il s'agit de perfusion intraveineuse, les canules en acier inoxydable sont probablement plus sûres.

La méthode et le point d'insertion de la canule semblent également influer sur le taux d'infection et de complication liées à l'intraveino-thérapie. L'injection par ponction percutanée plutôt que par dénudation comporte un risque d'infection moins élevé (1). Chez les adultes, les points d'insertion au niveau des extrémités supérieures, de la veine sous-calviaire et de la veine jugulaire entraînent soins de complications particulièrement la thrombophlébite, qu'au niveau des extrémités inférieures.

Puisque la plupart des infections liées à l'intraveino-thérapie résultent de l'envahissement du champ d'insertion par des micro-organismes, celui-ci fait l'objet de nombreuses mesures de prévention. Ces mesures comprennent le lavage des mains par le personnel avant l'introduction de la canule, la préparation du champ d'insertion avec un agent antiseptique et l'application d'un onguent antibiotique ou antiseptique au point de contact entre la peau et la canule au moment de l'introduction. Les onguents topiques composés d'antibiotiques polyvalents semblent réduire les infections lorsque l'introduction de la canule se fait par dénudation et ils peuvent être efficaces lorsque l'introduction est faite par d'autres moyens. Dans la plupart des cas, les onguents antiseptiques (ex.: les onguents au povidone-iode) présentent peu ou pas d'avantages.

D'autres mesures visant à prévenir la contamination du champ d'insertion portent sur l'usage de pansements stériles et d'acétone, sur la tunnellisation sous-cutanée et les méthodes d'immobilisation de la canule:

- un pansement stérile placé sur le champ d'insertion réduit les risques de contact avec des mains et d'autres objets contaminés. Les membranes semiperméables utilisées sur les plaies peuvent être appliquées sur les orifices de ponction;

- il est recommandé de nettoyer le champ d'insertion avec de l'acétone pour éliminer les débris organiques qui peuvent favoriser la croissance de bactéries, mais cette pratique ne semble pas prévenir les infections et provoque plutôt une irritation de la peau (11);

- l'introduction de la canule de manière à ce qu'elle pénètre la peau à un point éloigné du point de pénétration de la veine, par exemple, la tunnellisation sous-cutanée est une technique conseillée pour l'introduction de canules dans des veines centrales et qui est supposée (mais cela n'a pas été démontré) bloquer la migration intérieure des micro-organismes qui contaminent le point d'insertion (12, 13);

- l'immobilisation de la canule après son introduction réduit le mouvement qui peut blesser la veine ou permettre aux organismes de pénétrer plus profondément dans l'orifice de ponction.

La vérification et l'entretien réguliers du champ d'insertion visent à prévenir ou du moins, à dépister précocement les complications de l'intraveino-thérapie comme la phlébite ou d'autres signes d'infection. De nombreux experts recommandent d'inspecter le champ d'insertion à toutes les 24 heures puisque cet intervalle est suffisant pour détecter les complications. Il n'est probablement pas nécessaire de procéder à une inspection visuelle dans les cas suivants:

- une légère palpation au niveau du champ d'insertion par-dessus un pansement intact ne cause pas de douleur;

- le malade n'a pas de fièvre inexpliqués;

- les canules introduites dans les veines périphériques sont retirées à toutes les 48 ou 72 heures.

Il est recommandé de retirer les canules des veines périphériques après 48 ou 72 heures à cause de l'augmentation rapide du taux d'infection après ce délai. Il est utile d'inscrire dans le dossier du malade ou dans un autre dossier facile d'accès la date et l'heure de l'introduction de la canule pour rappeler au personnel à quel moment vérifier le champ d'insertion ou retirer la canule.

La prévention des infections causées par un liquide de perfusion contaminé est fonction des facteurs suivants:

- application de méthodes appropriées de fabrication et de contrôle de la qualité assurant la stérilité des solutions;

- préparation aseptique des solutions à l'hôpital;

- usage rapide des mélanges parentéraux;

- techniques de prévention de la contamination durant l'usage.

Le seul moyen qu'ont les hôpitaux d'exercer une influence sur le premier facteur, c'est de signaler la contamination intrinsèque des

liquides de perfusion au Bureau de de lutte anti-infectieuse de la direction générale de la Protection de la santé. Cependant, par leurs pratiques, ils peuvent influer sur les trois autres.

La préparation des solutions parentérales à la pharmacie plutôt qu'à l'unité de soins des malades peut améliorer le contrôle de la qualité et réduire les risques de contamination par des agents pathogènes, surtout si les pharmaciens sont bien formés et compétents. L'inspection des contenants avant la préparation permet de déceler les fuites, les fissures ou les dépôts qui laissent supposer une contamination; il importe toutefois de se rappeler qu'un liquide contaminé contenant plus de $10^8$ bactéries par litre peut paraître normal et limpide. La réfrigération retardera la croissance des micro-organismes dans les liquides intraveineux et dans le cas des liquides de suralimentation, une réfrigération à 4°C prévient la croissance pendant au moins sept jours (6). Cependant, les conséquences d'une réfrigération à des températures supérieures à 4°C, situation qui prévaut probablement dans les réfrigérateurs de nombreux hôpitaux, n'ont pas fait l'objet d'études. À la température ambiante, les organismes qui croissent dans les liquides intraveineux, particulièrement ceux du groupe Klebsiella, peuvent se reproduire en grandes quantités en 24 heures et, par conséquent, les spécialistes recommandent de réfrigérer les mélanges intraveineux jusqu'au moment de l'administration et de jeter les solutions intraveineuses en usage après 24 heures.

Les ensembles pour perfusion et les liquides qui y circulent peuvent se contaminer durant la manipulation, par exemple, durant l'addition de médicaments et la purge des cathéters de l'ensemble pour perfusion. Ce dernier comprend des points de pénétration spéciaux qui, en permettant d'adjouter des médicaments à la solution sans débrancher le circuit fermé, contribuent à réduire les risques de contamination. Les ensembles contaminés sont des foyers de prolifération microbienne. Par conséquent, les changements réguliers sont recommandés. Cependant, l'intervalle approprié entre ces changements fait l'objet d'une controverse. Les intervalles de 48 heures ne semblent pas entraîner davantage d'infection que ceux de 24 heures (14, 15).

Dans le cas des ensembles utilisés en suralimentation, la plupart des experts recommandent un changement à toutes les 24 heures, même si ces ensembles ne semblent pas plus sujets à se contaminer que les ensembles utilisés pour d'autres genres de perfusion. De plus, certains spécialistes recommandent de changer l'ensemble immédiatement après l'administration de sang, de produits sanguins ou d'émulsions grasses parce que ces agents augmentent considérablement le spectre des microbes qui croissent dans les solutions intraveineuses (16).

Certaines personnes et certains établissements ont adopté des mesures supplémentaires pour réduire les infections liées à l'intraveino-thérapie. Reconnaissant que même les meilleurs protocoles de soins intraveineux ne sont pas toujours respectés par les médecins et les infirmières très occupés de nombreux administrateurs d'hôpitaux

ont mis sur pied des équipes spécialisées en intraveino-thérapie qui se chargent de l'introduction et de l'entretien des canules et des perfusions. Ces équipes, particulièrement celles qui sont spécialisées en suralimentation, semblent contribuer à réduire les infections liées à l'intraveino-thérapie; cependant, aucune étude contrôlée n'a vérifié l'efficacité de ces équipes. Dans certains établissements, on ajoute des filtres à la partie terminale des ensembles pour perfusion, mais cette pratique ne semble pas réduire les infections. Certaines personnes la recommandent néanmoins pour prévenir diverses complications non infectieuses de l'intraveino-thérapie.

**Recommandations**

1. **Usages indiqués**

L'intraveino-thérapie ne doit être appliquée que dans des cas particuliers ou suite à des diagnostics précis. **Catégorie I**

2. **Choix des canules pour les perfusions par voie périphérale**

a. Les canules de plastique conviennent pour les perfusions courantes dans des veines périphériques si et seulement si on peut garantir leur remplacement à toutes les 48 ou 72 heures, comme peut le faire une équipe de spécialistes en intraveino-thérapie. **Catégorie II**
b. Autrement, il faut utiliser des canules en acier inoxydable pour les perfusions courantes par voie périphérique et réserver les canules de plastique aux cas où il est impératif d'avoir un accès sûr au système vasculaire. **Catégorie II**

3. **Lavage des mains**

a. Avant l'introduction d'une canule, l'employé doit se laver les mains. **Catégorie I**
b. Dans la plupart des cas, de l'eau et du savon suffisent pour le lavage des mains, mais avant d'introduire une canule dans une veine centrale ou d'effectuer une dénudation, l'employé doit utiliser un agent antiseptique. **Catégorie II**
c. Il faut porter des gants stériles pour introduire, par dénudation, une canule dans une veine centrale. **Catégorie I**

4. **Choix du point d'insertion**

Chez les adultes, il est préférable de choisir un point d'insertion situé dans les extrémités supérieures (ou au besoin, dans la veine sous-clavière ou la veine jugulaire) plutôt que dans les extrémités inférieures. Il faut changer un point

d'insertion situé dans une extrémité inférieure dès qu'il est possible de le faire. **Catégorie I**

**5. Préparation du champ d'insertion**

a. Avant de procéder à la ponction veineuse, il faut nettoyer le champ d'insertion avec un antiseptique. **Catégorie I**
b. La teinture d'iode (1% - 2%) est préférable, mais on peut utiliser de la chlorhexidine, des iodophores ou de l'alcool à 70 p. 100. Il faut appliquer l'antiseptique généreusement et le laisser en contact avec la peau pendant au moins trente secondes avant d'effectuer la ponction veineuse. **Catégorie II**
c. Il ne faut pas utiliser des composés de benzalkonium aqueux ni de l'hexachlorophène pour nettoyer le champ d'insertion. **Catégorie I**

**6. Techniques relatives à l'introduction de la canule**

a. On doit appliquer un onguent topique antibiotique ou antiseptique sur le champ d'insertion immédiatement après l'introduction de la canule, surtout si on a effectué une dénudation. **Catégorie II**
b. Il faut immobiliser la canule au point d'insertion. **Catégorie I**
c. Il faut couvrir le champ d'insertion avec un pansement stérile. C'est le pansement et non le diachylon qui doit couvrir la plaie, à moins que le diachylon soit stérile. **Catégorie I**
d. Il faut inscrire la date d'introduction de la canule dans un endroit bien en vue. **Catégorie I** (On peut inscrire la date dans le dossier du malade et aussi, si cela est possible, sur le pansement ou le diachylon.)

**7. Entretien du champ d'insertion**

a. Il faut examiner les malades soumis à une intraveino-thérapie au moins une fois par jour pour déceler la présence de complications liées à la canule. Cette vérification doit comprendre une légère palpation du point d'insertion à travers le pansement intact. Si le malade a une fièvre inexpliquée ou s'il ressent une douleur à la palpation, il faut retirer le pansement et vérifier le champ d'insertion. **Catégorie I**
b. Lorsqu'une canule doit rester dans une veine périphérique pendant une période prolongée, il faut vérifier le champ d'insertion et appliquer un nouveau pansement stérile à toutes les 48 ou 72 heures. Ensuite, il faut répéter cette vérification et ce changement régulièrement. (La fréquence idéale des changements de pansements dans cette situation n'est pas établie.) **Catégorie II**

c. Lorsqu'un onguent antibiotique ou antiseptique est utilisé, il faut répéter l'application à chaque changement de pansement. **Catégorie II**

**8. Remplacement d'une canule dans une veine périphérique**

Lorsqu'une intraveino-thérapie prolongée par voie périphérique (prévoyant l'usage de robinets à héparine et l'introduction de la canule par dénudation) est indiquée, il faut changer la canule à toutes les 48 ou 72 heures pourvu qu'aucune complication ne prescrive le retrait de la canule avant ce délai. Les canules introduites sans conditions d'asepsie appropriées, par exemple, dans une situation d'urgence, doivent être remplacées le plus vite possible. **Catégorie I** (Il peut arriver qu'une canule doive rester dans une veine périphérique plus longtemps que 48 ou 72 heures lorsqu'il est impossible de trouver un autre point d'insertion.)

**9. Méthodes spéciales s'appliquant à l'introduction d'une canule dans une grosse veine centrale**

a. L'introduction d'une canule dans une veine centrale doit se faire dans des conditions d'asepsie et avec un matériel stérile. À cette fin, il faut habituellement utiliser des gants et des champs stériles. **Catégorie I**
b. Il faut retirer une canule d'une veine centrale dès que son usage n'est plus indiqué ou qu'on la soupçonne fortement de causer une infection. **Catégorie I**
c. Il n'est pas nécessaire de changer régulièrement les canules introduites dans une veine centrale par la veine sous-clavière ou la veine jugulaire, sauf s'il s'agit de canules utilisées pour mesurer la pression centrale. **Catégorie I** (On ne connaît pas la fréquence appropriée des changements de canules utilisées, par exemple, pour mesurer la pression dans l'artère pulmonaire ou la pression veineuse centrale.)
d. Une canule introduite dans une veine centrale par voie périphérique doit être traitée comme une canule introduite dans une veine périphérique (voir les recommandations appropriées ci-dessus). **Catégorie I**
e. Dans le cas d'une canule placée dans une veine centrale pendant une période prolongée il faut vérifier le point d'insertion et appliquer un nouveau pansement stérile à toutes les 48 ou 72 heures. **Catégorie II**

**10. Entretien des ensembles pour perfusion**

a. Le cathéter de l'ensemble pour perfusion, y compris le montage secondaire, doit être changé régulièrement à toutes les 48 heures. **Catégorie I**
b. Le cathéter utilisé pour la suralimentation doit être changé régulièrement à toutes les 24 ou 48 heures. **Catégorie II**

c. Il faut également changer le cathéter après l'administration de sang, de produits sanguins ou d'émulsions grasses. **Catégorie III**

d. Entre les changements des éléments, le circuit doit, dans la mesure du possible, rester fermé. Lorsqu'il faut administrer un médicament par le cathéter, il faut toujours utiliser les points de pénétration prévus à cet effet et les désinfecter au préalable. **Catégorie I**

e. Il faut éviter de purger ou d'irriguer le cathéter pour améliorer l'écoulement. **Catégorie II**

f. Il ne faut pas prélever de spécimens sanguins par le cathéter, sauf en cas d'urgence ou lorsque le retrait immédiat de la canule est prévu. **Catégorie II**

11. **Changement des éléments du système d'intraveino-thérapie en cas d'infection ou de phlébite**

a. Le système d'intraveino-thérapie au complet (canule, ensemble pour perfusion et solution) doit être changé immédiatement si on constate ou soupçonne fortement la présence d'une trombophlébite purulente, d'une cellulite ou d'une bactériémie liées à l'intraveino-thérapie. **Catégorie I**

b. En cas de phlébite sans signe d'infection, il faut changer la canule. **Catégorie I**

12. **Culture effectuée dans les cas d'infection possible liée à l'intraveino-thérapie**

a. Lorsqu'un système d'intraveino-thérapie est débranché à cause d'une infection soupçonnée, comme une trombophlébite purulente ou une bactériémie, il faut nettoyer la peau et le champ d'insertion avec de l'alcool, permettre à l'alcool de sécher avant de retirer la canule et soumettre celle-ci à une culture au moyen d'une technique semi-quantitative (2, 3). **Catégorie II**

b. i) Lorsqu'un système d'intraveino-thérapie est débranché à cause d'une contamination soupçonnée du liquide de perfusion, il faut soumettre celui-ci à une culture (5) et mettre le contenant en cause de côté. **Catégorie I**

ii) Lorsqu'un système d'intraveino-thérapie est débranché à cause d'une bactériémie possible liée à l'intraveino-thérapie il faut soumettre le liquide à une culture. **Catégorie III**

iii) Si la contamination du liquide est confirmée, il faut mettre de côté le contenant en question et le reste des contenants du lot incriminé et noter les numéros de lot du liquide et des additifs. **Catégorie I**

iv) Si l'on soupçonne une contamination intrinsèque (contamination durant la fabrication), il faut en informer immédiatement les responsables locaux des services de santé

et le Bureau de lutte anti-infectieuse de la direction générale de la Protection de la santé. **Catégorie I**

**13. Contrôle de la qualité durant et après le mélange des solutions**

a. Les solutions parentérales et de suralimentation doivent être mélangées (préparées) à la pharmacie, sauf dans les cas d'urgence où le mélange doit être fait à l'unité de soins des malades. **Catégorie II**
b. L'employé doit se laver les mains avant de procéder au mélange des solutions parentérales. **Catégorie I**
c. Avant le mélange et avant l'administration, il faut vérifier tous les contenants de solution parentérale pour déceler la présence de turbidité, de fuites, de fissures et de particules et vérifier également la date de péremption indiquée par le fabricant. En cas de problème, il ne faut pas utiliser la solution et la retourner (ou la conserver) à la pharmacie. **Catégorie I**
d. À la pharmacie, le mélange des solutions parentérales doit se faire sous une hotte à flux laminaire. **Catégorie I**
e. Dans la mesure du possible, il faut utiliser des contenants (flacons) à dose unique. Il faut noter la date et l'heure auxquelles un contenant multidose à usage intraveineux est ouvert. Il faut vérifier sur l'étiquette ou la notice d'accompagnement du produit si le contenant doit être réfrigéré. **Catégorie II** (La température d'entreposage appropriée est particulière au produit et déterminée par de nombreux facteurs tels la stabilité des ingrédients et l'activité optimale des préservatifs antibactériens; la réfrigération (17) peut favoriser la survie des bactéries dans certains contenants. À moins qu'une date de péremption ne soit indiquée sur l'étiquette ou dans la notice d'accompagnement du produit, on ne sait pas si un contenant multidose, une fois ouvert, doit être jeté après un délai précis ou arbitraire.)
f. Une étiquette supplémentaire et distincte doit être apposée sur chaque mélange de solution parentérale indiquant, au moins, la nature et le dosage des additifs, la date et l'heure du mélange, la date de péremption et le nom de la personne qui a préparé le mélange. **Catégorie I**
g. Tous les mélanges doivent être réfrigérés ou administrés dans un délai de 6 heures après la préparation. **Catégorie I**
h. Au besoin, on peut entreposer les solutions parentérales dans un réfrigérateur jusqu'à une semaine avant de les utiliser, pourvu que la réfrigération soit continue et commence immédiatement après le mélange. D'autres facteurs, par ex.: la stabilité des ingrédients, peuvent prescrire un temps d'entreposage plus court. **Catégorie II** - (Cette recommandation vise à prévenir la perte de mélanges parentéraux devant être utilisés immédiatement, mais qui ne le sont pas pour une raison imprévue.)

i Une fois ouverts, les contenants de solutions parentérales doivent être complètement utilisés ou jetés dans un délai de 24 heures. **Catégorie I**

j. L'administration d'émulsions grasses ou les perfusions doivent être terminées dans un délai de 12 heures. **Catégorie I**

**14. Usage de filtres en intraveino-thérapie**

Il n'est pas recommandé d'utiliser des filtres dans l'ensemble pour perfusion comme mesure courante de prévention des infections. **Catégorie II**

**15. Équipes spécialisées en intraveino-thérapie**

Les équipes d'employés spécialisés en intraveino-thérapie chargés de l'introduction et de l'entretien des canules peuvent contribuer à réduire les risques d'infection liés à l'intraveino-thérapie. **Catégorie III**

**Bibliographie**


1. Rhame, F.S. Maki, D.G. et Bennett, J.V. "Intravenous cannula associated infections"; Bennett, J.V. et Brachman, P.S. eds. Hospital Infections, Boston; Little, Brown and Company; 433-42; 1979.

2. Maki, D.G. Weise, C.E. et Sarafin, H.W. "A semiquantitative culture method for identifying intravenous-catheter-related infection"; N Engl J Med 296;1305-9;1977.

3. Band, J.D. Alvarado, C.J. et Maki, D.G. "A semiquantitative culture technic for identifying infection due to steel needles used for intravenous therapy"; Am J Clin Pathol 72:980-4;1979.

4. Maki, D.G. "Epidemic nosocomial bacteremias"; Wenzel, R.P. ed. Handbook of hospital acquired infection; Boca Raton, Florida; CRC Press, Inc. 371-512;1981.

5. Goldmann, D.A. Maki, D.G. et Bennett, J.V. "Intravenous infusion-associated infections"; Bennet, J.V. et Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston; Little, Brown and Company; 443-52;1979.

6. Goldmann, D.A. Martin, W.T. et Worthington, J.W. "Growth of bacteria and fungi in total parenteral nutrition solutions"; Am J Surg 126:314-8;1973.

7. Melly, M.A., Meng, H.C. et Schaffner, W. "Microbial growth in lipid emulsions used in parenteral nutrition"; Arch Surg 110:1479-81;1975.

8. Tully, J.L. Friedland, G.H. et Goldmann, D.A. "Complications of intravenous therapy with steel needless and small-bore teflon catheters"; Am J Med 70:702-6;1981.

9. Moran, J.M. Atwood, R.P. et Row, M.I. "A clinical and bacteriologic study of infections associated with venous cut-downs"; N Engl J Med 272:554-9;1965.

10. Maki, D.G. et Band, J.D. "Study of polyantibiotic and iodophor ointments in prevention of vascular catheter-related infection"; Am J Med; 70:739-44;1981.

11. Maki, D.G. et MacCormick, K.N. "Acetone 'defatting' in cutaneous antiseptsis"; Crit Care Med 9:202;1981.

12. Dudrick, S.J. Diller, B.G. et Wilmore, D.W. "Long term venous catheterization in infants"; Surg Gynecol Obstet 129:805-8;1969.

13. Von Meyenfeldt, M. Stapert, J. Wesdorp, R. et col. "Subclavian catheters, to tunnel or not to tunnel?"; J Parenter Enter Nutr 3:511;1979.

14. Buxton, A.E. Highsmith, A.K. Garner, J.S. Stamm, W.E. Dixon, R.E. et McGowan, J.E. "Contamination of intravenous infusion fluid, Effects of changing administration sets"; Ann Intern Med 91:173-8;1979.

15. Band, J.D. et Maki, D.G. "Safety of changing intravenous delivery systems at longer than 24-hour intervals"; Ann Intern Med 91:173-8;1979.

16. Maki, D.G. Goldmann, D.A. et Rhame, F.S. "Infection Control in intravenous therapy"; Ann Intern Med 79:867-87;1973.

17. Lehmann, C.R. "Effects of refrigeration on bactericidal activity of four preserved multiple-dose injectable drug products"; Am J Hosp Pharm 34:1196-1200;1977.

## APPAREILS DE MESURE DE LA PRESSION INTRAVASCULAIRE

### Introduction

Les méthodes effractives de mesure de la pression sont largement utilisées dans les hôpitaux à travers le Canada, habituellement dans le cas de malades gravement atteints. Les indications cliniques de ces méthodes sont nombreuses, y compris la mesure des pressions suivantes:

- pression artérielle
- pression capillaire pulmonaire (au moyen d'un cathéter de Swan-Ganz)
- pression dans les cavités du coeur
- pression dans l'artère ombilicale
- pression intra-utérine
- pression intracrânienne

Cependant, le présent Guide traitera principalement des appareils électroniques utilisés pour mesurer différentes pressions intravasculaires.

Un appareil électronique de mesure directe de la pression est composé d'une canule et d'un cathéter remplis de liquide et dont une extrémité est conçue de façon à être placée dans l'espace (ou la cavité du corps) intravasculaire pour y mesurer la pression du liquide et dont l'autre extrémité est conçue de façon à être reliée à un électromanomètre enregistreur. Le capteur convertit la pression du liquide en signaux électriques qui apparaissent sur un écran. Pour assurer une mesure exacte de la pression, il faut étalonner périodiquement l'appareil et libérer la canule et le cathéter des caillots sanguins ou d'autres matières obstructives qui nuisent à la transmission des ondes de pression. Donc, il faut irriguer la canule et le cathéter pour empêcher la formation de caillots sanguins à la pointe de la canule. L'irrigation peut se faire de façon continue, au moyen d'un dispositif qui libère un débit constant de plusieurs millilitres de liquide, ou de façon intermittente, au moyen d'une seringue et d'un robinet d'arrêt, bien que cette dernière méthode nécessite habituellement l'ouverture d'un circuit fermé.

Il existe une variété de capteurs et d'éléments d'appareils de mesure de la pression. Certains sont conçus pour être réutilisés, tandis que d'autres sont jetables.

### Épidémiologie

La documentation médicale fait état de nombreuses complications liées à la mesure de la pression intravasculaire (1-6). Des complications infectieuses ont entraîné une morbidité considérable et même des décès chez des malades soumis à cette surveillance (1-5, 7-15).

Puisque le soin approprié aussi bien des malades que du matériel peut prévenir ces complications, il faut s'assurer d'utiliser les techniques pertinentes (1, 10, 11).

La mesure de la pression intravasculaire est probablement la méthode effractive de mesure de la pression la plus couramment utilisée. La bactériémie est la complication infectieuse la plus fréquemment signalée en ce qui concerne la mesure de la pression intravasculaire (1, 7-9, 11).

La bactériémie peut résulter soit de la contamination du liquide et des éléments de l'appareil extérieurs à la peau ou soit de l'infection du point d'insertion (bactériémie liée à la canule) (11). Il semble que la plupart des épidémies soient causées par la contamination, à l'hôpital, du liquide et des éléments de l'appareil extérieurs à la peau comme la tête ou la coupole des capteurs; la constatation selon laquelle le remplacement de la coupole et de l'ensemble pour perfusion jetables à toutes les 48 heures éliminent virtuellement le risque de contamination du liquide et la bactériémie qui l'accompagne, démontre l'importance des éléments extérieurs de l'appareil relativement aux risques d'infections (1).

Selon les premiers rapports sur les épidémies liées à la mesure de la pression intravasculaire, la bactériémie s'est manifestée chez des malades dont la pression a été mesurée avec un appareil composé d'une coupole réutilisable et faisant partie intégrante du capteur. Dans ces épidémies, les micro-organismes responsables de la bactériémie ont été isolés à partir des têtes des capteurs en usage. Après avoir été contaminés, ces capteurs ont vraisemblablement servi de réservoirs de micro-organismes, parce qu'ils ont été mal lavés et mal désinfectés entre les usages (7, 8). Ces épidémies ont cessé brusquement de se produire dès que des mesures ont été prises pour empêcher que les têtes et les coupoles des capteurs ne se contaminent de nouveau.

Pour réduire les risques d'infection liée à la mesure de la pression intravasculaire, on a conçu une coupole jetable à laquelle est intégrée une mince membrane qui sépare l'espace où circule le liquide en contact avec le système vasculaire des micro-organismes qui pourraient contaminer la tête du capteur (9). Cependant, les nombreuses éclosions analysées depuis 1975 se sont produites chez des malades dont la pression intravasculaire a été mesurée avec des capteurs à coupole jetable (9, 15). La contamination de l'espace compris entre le capteur et la membrane protectrice de la coupole caractérise de façon constante ces éclosions, mais une contamination semblable des robinets d'arrêt et des points de pénétration des appareils a également été signalée. On croit que la contamination des éléments extérieurs de l'appareil, probablement au moment du montage (15), entraîne la contamination du liquide d'irrigation et ensuite, une bactériémie, mais le mécanisme précis n'en n'est pas encore démontré.

En plus de la bactériémie liée au liquide d'irrigation, une infection localisée au point d'insertion se produit également. Dans le cas de canules introduites dans une artère, cette infection est plus courante à la suite d'une dénudation chirurgicale qu'après une ponction percutanée (11). La fréquence des infections liées à la mesure de la pression artérielle, tant locales que généralisées, augmente considérablement si la canule est laissée en place pendant plus de quatre jours (11).

Des complications infectieuses ont également été signalées à la suite de mesures de la pression intracrânienne et de la pression intra-utérine durant l'accouchement (4, 6, 12-14). Bien que certaines recommandations de prévention applicables aux appareils servant à mesurer ces pressions soient semblables à celles qui s'appliquent aux appareils de mesure de la pression intravasculaire, les recommandations suivantes portent sur ces dernières.

**Recommandations**

1. **Usage indiqué**

   On ne doit procéder à la mesure de la pression par une méthode effractive que lorsque les renseignements obtenus par cette méthode peuvent modifier les décisions relatives au traitement du malade. **Catégorie I**

2. **Montage:**

   a. Autant que possible, on devrait utiliser des éléments jetables et pré-assemblés sous emballage stérile par le fabricant. **Catégorie II**
   b. Les appareils de mesure de la pression doivent être montés de la façon la plus simple possible. Il faut garder les articles stériles, y compris les coupoles et les cathéters jetables dans leur emballage stérile jusqu'au moment de les utiliser. Ces articles et le capteur ne doivent pas être assemblés des heures ou des jours à l'avance, même en prévision des urgences. De plus, il ne faut jamais remplir l'appareil au préalable avec le liquide d'irrigation et de l'entreposer (puisque même quelques micro-organismes introduits par mégarde dans la solution au moment du montage peuvent se multiplier rapidement durant l'entreposage). **Catégorie I**
   c. Dans le cas de coupoles et de capteurs jetables, l'espace entre la tête du capteur et la membrane protectrice de la coupole doit rester sec; s'il est nécessaire d'utiliser un liquide, il faut remplir l'espace avec un soluté salin normal, de l'eau bactériostatique et de l'alcool à 70 p. 100 (à la condition qu'il soit précisé par le fabricant que l'alcool n'endommagera pas la coupole ou le capteur). On ne doit pas utiliser de solutions glucosées puisqu'elles favorisent la croissance de nombreux organismes. **Catégorie I**

## 3. Irrigation des cathéters

a. On devrait préserver la perméabilité des canules au moyen d'un système d'irrigation fermé de préférence à un système ouvert qui nécessite l'utilisation d'une seringue et d'un robinet d'arrêt. **Catégorie II**

b. Les solutions d'irrigation, c'est-à-dire, celles dont le principal rôle est de préserver la perméabilité de la canule et qui sont administrées très lentement ou par bolus intermittents ne doivent pas contenir de glucose pour les raisons déjà citées. **Catégorie I**

## 4. Lavage des mains

a. L'employé d'hôpital doit se laver les mains avant d'introduire une canule ou de manipuler un appareil de mesure de la pression, pour prélever un spécimen sanguin par exemple. **Catégorie I**

b. Il est préférable d'utiliser un agent antiseptique, mais de l'eau et du savon conviennent. **Catégorie II**

c. (i) On doit porter des gants stériles pour introduire une canule visant à mesurer la tension veineuse centrale, par exemple, dans l'artère pulmonaire et des veines centrales et dans des veines périphériques, par dénudation. **Catégorie I**

ii) Il faut porter des gants stériles pour introduire des canules par d'autres voies intravasculaires pour mesurer la pression. **Catégorie III**

## 5. Installation et entretien

Les recommendations applicables à l'installation et à l'entretien des appareils de mesure de la pression intravasculaire sont semblables à celles qui s'appliquent aux canules introduites dans des veines.

a. Avant de procéder à l'introduction de la canule, il faut nettoyer le champ choisi avec un antiseptique. **Catégorie I**

b. La teinture d'iode (1% - 2%) est préférable, mais on peut utiliser de la chlorhexidine, des iodophores ou de l'alcool à 70 p. 100. Il faut appliquer l'antiseptique généreusement et le laisser en contact avec la peau pendant au moins 30 secondes avant l'introduction. **Catégorie II**

c. Il ne faut pas utiliser des composés de benzalkonium aqueux ni de l'hexachlorophène pour nettoyer le champ d'insertion. **Catégorie I**

d. On doit appliquer un onguent topique antibiotique ou antiseptique sur le champ d'insertion immédiatement après l'introduction de la canule, surtout si on a procédé par dénudation. **Catégorie II**

e. L'introduction des canules par dénudation et dans des veines centrales doit se faire dans des conditions d'asepsie et avec un matériel stérile. À cette fin, il faut habituellement utiliser des gants et des champs stériles. **Catégorie I**

f. Il faut immobiliser la canule au point d'insertion. **Catégorie I**

g. Il faut couvrir le champ d'insertion avec un pansement stérile. Le pansement et non le diachylon doit couvrir la plaie, à moins que le diachylon ne soit stérile. **Catégorie I**

h. Il faut inscrire la date de l'introduction de la canule dans un endroit bien en vue. **Catégorie I** (On peut inscrire la date dans le dossier du malade et aussi, si cela est possible, sur le pansement ou le diachylon.)

i. Il faut examiner les malades soumis à une mesure de la pression intravasculaire au moins une fois par jour pour déceler les complications liées à la canule. Cette mesure doit comprendre une légère palpation du champ d'insertion à travers le pansement intact. Si le malade est fiévreux sans raison apparente ou s'il ressent une douleur à la palpation, il faut retirer le pansement et examiner le champ d'insertion. **Catégorie I**

j. Lorsqu'une canule doit rester dans une veine périphérique pendant une période prolongée, il faut examiner le champ d'insertion et appliquer un nouveau pansement stérile à toutes les 48 ou 72 heures. Ensuite, il faut répéter cette étape régulièrement (la fréquence idéale des changements de pansement dans cette situation n'est pas établie). **Catégorie II**

k. Lorsqu'une canule doit rester dans une veine centrale pendant une période prolongée, il faut examiner le champ d'insertion et appliquer un nouveau pansement stérile à toutes les 48 ou 72 heures. **Catégorie II**

l. Si l'on utilise un onguent antibiotique ou antiseptique, il faut le réappliquer à chaque changement de pansement. **Catégorie II**

## 6. Étalonnage

Durant l'étalonnage d'un appareil de mesure de la pression, il ne doit y avoir aucun contact entre la colonne liquidienne stérile dans la canule et le cathéter et les solutions ou le matériel non stériles. **Catégorie I**

## 7. Prélèvement d'échantillons

a. Idéalement, on devrait traiter les appareils de mesure de la tension comme des circuits fermés. Si l'on utilise des robinets d'arrêt, il faut les couvrir. **Catégorie I**

b. Les appareils de mesure de la tension artérielle devraient être utilisés surtout pour déterminer la pression sanguine et pour prélever des échantillons en vue de l'analyse des gaz sanguins. Dans la mesure du possible, il faut effectuer les pré-

lèvements sanguins de routine qui doivent être faits sur le sang artériel au même moment que les prélèvements pour l'analyse des gaz sanguins afin que les manipulations soient réduites au minimum. **Catégorie I**

c. Il faut prendre les mesures nécessaires pour que tous les prélèvements se fassent dans des conditions d'asepsie; par exemple, les seringues refroidies dans la glace ne doivent pas contaminer les robinets d'arrêt ni les points de prélèvement (7). **Catégorie I**

8. **Remplacement des appareils de mesure de la tension intravasculaire chez les malades sous surveillance prolongée**

a. Le contenant de solution d'irrigation doit être changé à toutes les 24 heures. **Catégorie I**

b. La coupole, le cathéter d'administration et le dispositif permettant le débit continu doivent être remplacés à toutes les 48 heures. On peut modifier la position du dispositif permettant le débit continu pour éviter d'avoir à le remplacer aux 48 heures. **Catégorie II** - (On ne sait pas si le capteur doit être désinfecté ou stérilisé périodiquement durant un usage prolongé par le même malade.)

c. Dans des circonstances particulières, comme après un reflux sanguin dans le cathéter ou la coupole ou après un choc électrique externe (qui risque d'endommager la membrane protectrice de certaines coupoles jetables), le remplacement du cathéter et de la coupole est souhaitable. **Catégorie III**

d. Si l'on peut trouver un autre point d'insertion, une canule introduite dans une artère par voie périphérique ne doit pas rester en place plus de 4 jours (11). **Catégorie II**

e. Une canule introduite dans une veine périphérique pour mesurer la pression centrale doit être retirée après 48 à 72 heures. **Catégorie I** - (Il peut arriver qu'une canule doive rester dans une veine périphérique plus longtemps que 48 ou 72 heures, lorsqu'il est impossible de trouver un autre point d'insertion. On ne connaît pas la fréquence idéale de changement des canules introduites dans la veine sous-clavière ou la veine jugulaire.)

f. Il ne faut pas utiliser de guide métallique pour remplacer une canule servant à la mesure de la pression si l'objectif est uniquement la lutte contre l'infection. **Catégorie II**

g. Il faut retirer les appareils de mesure de la pression intravasculaire dès qu'ils ne sont plus nécessaires médicalement et les débrancher aussitôt ou les installer à un autre point d'insertion si le point initial s'est infecté ou si l'appareil de mesure est soupçonné d'être une source d'infection ou de bactériémie. **Catégorie I**

9. **Traitement des capteurs avant l'utilisation**

a. Les éléments jetables de l'appareil de mesure de la pression ne doivent pas être stérilisés et utilisés une seconde fois. **Catégorie I**

b. (i) Après l'usage, les capteurs (y compris les têtes et les coupoles réutilisables) doivent être nettoyés et désinfectés (radicalement) avec un agent chimique, ou stérilisés à l'oxyde d'éthylène et entreposés de façon à empêcher la recontamination avant l'usage subséquent. **Catégorie I** - (Il faut demander aux fabricants des capteurs et des coupoles réutilisables d'indiquer les catégories de désinfectants qui n'endommageront pas les dispositifs et les méthodes appropriées de nettoyage, de stérilisation et d'entreposage des éléments.)

ii) Sauf indication contraire du fabricant, la stérilisation à l'oxyde d'éthylène est recommandée. **Catégorie II**

**Bibliographie**


1. Maki, D.G. et Hassemer, C.A. "Endemic rate of fluid contamination and related septicemia in arterial pressure monitoring"; Am J Med 70:733-8;1981.

2. Emergency Care Research Institute; "Evaluation, blood pressure monitors"; Health Dev 5:8-22;1975.

3. Lantiegne, K.C. et Civetta, J.M. "A system for maintaining invasive pressure monitoring"; Hear Lung 7:610-21;1978.

4. McDowall, D.G. "Monitoring the brain"; Anesthe 45:117-34;1976.

5. Finster, M. et Petrie, R.H. "Monitoring of the fetus"; Anesthes 45:198-215;1976.

6. Banta, H.D. et Thacker, S.B. "Costs and benefits of electronic monitoring: review of the literature"; National Center for Health Services Research, 1979. (DHEW publication no. (PHS) 79-3245).

7. Stamm, W.E. Colella, J.J. Anderson, R.L. et Dixon, RE. "Indwelling arterial catheters as a source of nosocomial bacteremia"; N Engl J Med 292:1099-1102;1975.

8. Weinstein, R.A. Stamm, W.E. Kramer, L. et Corey, L. "Pressure monitoring devices - overlooked source of nosocomial infection"; JAMA 236:936-8;1976.

9. Buxton, A.E. Anderson, R.L. Klimek, J. et Quintiliani, R. "Failure of disposable domes to prevent septicemia acquired from contaminated pressure transducers"; Chest 74:508-13;1978.

10. Retailiau, H.F. "Infection control with invasive pressure monitoring devices"; APIC Journal 7:13-7;1979.

11. Band, J.D. et Maki, D.G. "Infections caused by arterial catheters used for hemodynamic monitoring"; Am J Med 67:735-41;1979.

12. Gibbs, R. Jones, P.M. et Wilder, C.J.Y. "Internal fetal monitoring and maternal infection following cesarean section - prospective study"; Obstet Gynecol 52:193-7;1978.

13. Gassner, C. et Ledger, W.J. "The relationship of hospital-acquired maternal infection to invasive intrapartum monitoring techniques"; Am J Obstet Gynecol 126:33-7;1976.

14. Hagenk, D. "Maternal febrile morbidity associated with fetal monitoring and cesarean section"; Obstet Gynecol 46:260-2;1975.

15. Donwitz, L.G., Marsik, F.J., Hoyt, J.W., Wenzel, R.P. Serratia marcescens bacteremia from contaminated pressure transducers"; JAMA 242:1749-51;1979.

## II. GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS DES PLAIES OPÉRATOIRES


| | Page |
|---|---|
| Introduction | 26 |
| Épidémiologie | 26 |
| Mesures de prévention | 30 |
| Recommandations | 37 |
| Bibliographie | 42 |

## Introduction

Les patients qui subissent une intervention chirurgicale sont exposés à un risque élevé de contracter une ou plusieurs infections nosocomiales. Il s'agit-là du groupe de patients le plus durement frappé (8 %) par ce type d'infection. Environ 70 p. 100 de toutes les infections nosocomiales se produisent chez des patients qui subissent une opération (1). Néanmoins, la plupart des infections que l'on retrouve chez les opérés ne sont pas associées à la plaie opératoire, mais à l'exploration instrumentale des voies urinaires et respiratoires. Le personnel chargé des soins infirmiers auprès de ces patients devrait donc bien connaître les mesures de prévention des infections nosocomiales, quel qu'en soit le siège. Dans une optique de prévention des infections des plaies opératoires, le personnel des services chirurgicaux devrait battre la marche pour ce qui est de l'adoption de mesures de prévention, étant donné que la meilleure façon de prévenir les infections est d'avoir recours à des techniques chirurgicales appropriées et qu'il ne suffit pas, pour assurer la prévention, de modifier la ligne de conduite de l'hôpital.

Les infections des plaies opératoires viennent au deuxième rang des infections nosocomiales pour ce qui est de la fréquence et sont une cause importante d'augmentation des coûts, de morbidité et de décès. Ces infections se répartissent en deux catégories selon la région atteinte:

- plaies opératoires;
- structures adjacentes à la plaie, qui ont été touchées ou mises à découvert au cours d'une intervention chirurgicale (appelées parfois "infections profondes").

De 60 à 80 p. 100 des infections appartiennent au premier groupe, toutes les autres, intra-abdominales ou rétropéritonéales et des tissus mous, par exemple, au second (1, 2). Le présent Guide traite d'abord et avant tout des infections provoquées par des incisions, mais bon nombre des recommandations s'appliquent aussi à la prévention des autres types d'infections des plaies opératoires. Les plaies résultant de brûlures ne sont pas examinées.

## Épidémiologie

De façon générale, on peut considérer qu'une plaie est infectée s'il s'en écoule des matières purulentes, et ce, même si une culture des tissus en question donne des résultats négatifs ou en l'absence de culture (3). Cette définition présente un certain nombre d'avantages par rapport aux autres définitions qui se fondent sur les résultats de culture, pour les raisons suivantes:

- une culture positive n'indique pas nécessairement qu'il y a infection, car bon nombre de plaies, infectées ou non, renferment des bactéries;

- il n'est pas toujours possible de déceler les agents pathogènes d'une blessure infectée, car ces agents peuvent être fragiles, les techniques de culture utilisées être inefficaces ou le patient avoir été traité.

Comme les infections peuvent se présenter de bien des façons et qu'elles ne produisent pas toujours une quantité considérable de matières purulentes, on a intérêt aussi à considérer une plaie comme infectée si le médecin traitant estime qu'elle est infectée et il ne faut jamais considérer une plaie purulente comme non infectée. À moins que l'incision ne soit en cause, les abcès des points de suture ne devraient probablement pas être considérés comme des plaies infectées, mais comme une catégorie à part et faire l'objet d'une surveillance particulière.

On peut classer les plaies en fonction de la probabilité de contamination ou du degré de contamination au moment de l'opération. Voici une classification largement acceptée (3-5):

**Plaies propres:** Il s'agit de plaies opératoires non infectées et sans inflammation qui n'atteignent pas la muqueuse des voies respiratoires, du tube digestif, de l'appareil génito-urinaire ou de l'oropharynx. Il s'agit en outre de plaies non accidentelles, fermées pour la plupart, avec au besoin des mèches. Les plaies opératoires par incision pratiquée à la suite d'un traumatisme fermé (contusion) devraient être incluses dans cette catégorie lorsqu'elles satisfont aux critères susmentionnés.

**Plaies propres-contaminées:** Il s'agit de plaies opératoires, avec pénétration de la muqueuse des voies respiratoires, du tube digestif ou de l'appareil génito-urinaire, et ce, sous contrôle médical et sans autre contamination extrinsèque. Les plaies résultant d'opérations touchant aux voies biliaires, à l'appendice, au vagin et à l'oropharynx entrent dans cette catégorie, à condition qu'on n'y décèle aucun signe d'infection et qu'aucun problème technique important ne soit rencontré.

**Plaies contaminées:** Entrent dans cette catégorie les plaies ouvertes, fraîches et accidentelles, les plaies résultant d'opérations au cours desquelles la technique aseptique a accusé de sérieuses lacunes ou au cours desquelles le contenu du tractus gastro-intestinal s'est répandu dans la zone opératoire, de même que les plaies résultant d'incision et s'accompagnant d'une inflammation aiguë, non purulente.

**Plaies sales et infectées:** Cette catégorie inclut notamment les vieilles plaies traumatiques avec rétention de tissu nécrosé de même que les plaies s'accompagnant d'une infection clinique ou d'une perforation des viscères. Cette définition laisse supposer que les micro-organismes responsables de l'infection postopératoire étaient présents dans le champ opératoire avant l'opération.

De nombreuses études ont montré que cette classification permet de prédire la probabilité relative d'une infection de la plaie. Dans le cas des plaies propres, le risque d'infection s'établit entre 1 et 5 p. 100; pour les plaies propres-contaminées, il s'établit entre 8 et 11 p. 100; pour les plaies contaminées, entre 15 et 17 p. 100; et pour les plaies sales, à plus de 27 p. 100 (3,6). Ces taux d'infection auraient été beaucoup plus élevés si on n'avait pas au cours de ces études appliqué de nombreuses mesures de prévention, tel le recours à des antibiotiques prophylactiques. Mais cette classification ne permet pas seulement de prédire le risque d'infection. En effet, parce qu'elle s'accompagne d'une standardisation de bon nombre de facteurs importants autres que la techique chirurgicale utilisée, elle permet souvent d'établir des comparaisons valables entre les taux d'infection de plaies, et ce en fonction des techniques utilisées, des chirurgiens intéressés, des hôpitaux en cause, etc. Ces comparisons sont utiles à des fins de recherches, et elles permettent d'accroître le degré de sensibilisation au risque d'infection des plaies opératoires. Pour une opération donnée, on peut, pour le taux des infections des plaies propres par exemple, établir une norme qui permette chirurgiens de comparer leurs propres taux d'infection à la norme et de tirer les conclusions qui s'imposent concernant le risque d'infection que présentent leurs techniques par rapport aux risques que présentent les techniques utilisées par d'autres chirurgiens (6). Cette classification permet aussi de mettre le personnel en garde contre les plaies qui présentent un risque élevé d'infection, par exemple les plaies sales, et donc de prendre les mesures de prévention et de surveillance qui s'imposent.

Bien que le degré de contamination des plaies opératoires soit un facteur important pour ce qui est de déterminer le risque d'infection, de nombreux autres facteurs relatifs à l'hôte et à la région touchés entrent en ligne de compte. Parmi les facteurs relatifs à l'hôte qui peuvent entraîner un risque accru, on peut citer: un très jeune âge ou un âge avancé, une obésité prononcée, la présence d'une infection périopératoire, l'utilisation de stéroïdes (glucocorticoïdes), de même que, dans certains cas, le diabète et une malnutrition grave (3). Les facteurs relatifs à la région touchée et auxquels on peut associer un risque élevé incluent la présence de tissus nécrosés ou de corps étrangers, de même qu'une mauvaise irrigation au niveau de la plaie. La région où se trouve la plaie peut aussi influer sur le risque d'infection; les plaies situées dans des régions où le risque de contamination est plus élevé, près de l'anus par exemple, s'infectant plus souvent que les plaies situées ailleurs.

Les infections des plaies opératoires sont habituellement circonscrites à la plaie et n'entraînent pas de complications majeures lorsqu'un traitement approprié est administré. Néanmoins, ces infections peuvent entraîner plusieurs types de complications graves intéressant la région touchée ou l'organisme dans son entier. Parmi les complications locales, on peut citer: destruction des tissus et ouverture de la plaie, échec de l'opération, hernie incisionnelle et profonde, thrombophlébite septique, douleur récurrente, de même que des cicatrices

entraînant une défiguration ou un handicap. Les complications qui intéressent l'organisme entier, fort nombreuses, incluent: fièvre; besoin métabolique accru entraînant quelquefois une malnutrition; septicémie; choc; infection métastatique; défaillance d'organes vitaux situés à distance du foyer d'infection; et décès. La fréquence et la gravité de chaque complication dépend en grande partie de l'agent infectieux et du foyer d'infection. Ainsi, le Streptococcus viridans est un micro-organisme très peu susceptible d'entraîner une infection grave à moins qu'il n'envahisse le système vasculaire, tandis que les streptocoques du groupe A entraînent des infections qui risquent d'être graves, quel qu'en soit le foyer. En outre, toute infection mettant en cause des corps étrangers implantés ou une quantité importante de tissus nécrotiques risque d'entraîner de sérieuses séquelles, quel que soit l'agent pathogène en cause.

Comme l'ont montré les rapports publiés à la suite de la National Nosocomial Infection Study (NNIS), les bactéries gram-négatifs (en tant que groupe) représentent la majorité des agents pathogènes isolés à partir de tissus prélevés dans des plaies opératoires. C'est, toutefois, le Staphylococcus aureus qui est l'agent pathogène le plus fréquemment isolé. Quant aux agents pathogènes autres que les bactéries, tels les champignons et les virus, leur présence est rarement signalée. Les agents pathogènes susceptibles d'être isolés varient en fonction de l'opération, de l'établissement, du caractère épidémique ou non de l'infection, de même que d'autres facteurs pertinents.

Les agents pathogènes qui infectent les plaies opératoires peuvent provenir du patient, c'est-à-dire d'une source endogène, ou du milieu hospitalier ou du personnel, soit d'une source exogène. Il semble que les sources endogènes soient responsables de la plupart des infections, à fortiori si l'on exclut les infections des plaies propres (3,4). Les sources endogènes de contamination incluent:

- le tractus gastro-intestinal et l'appareil génito-urinaire
- les foyers d'infection actifs à distance de la plaie (ainsi, une infection des voies urinaires se présente souvent comme une infection à distance);
- la peau;
- les narines antérieures.

La contamination exogène est responsable d'une importante proportion des infections des plaies propres. Au cours d'une épidémie, la contamination exogène peut causer encore plus d'infections qu'en temps normal. On trouve dans une publication récente une liste de nombreux micro-organismes ayant été à l'origine d'épidémies d'infections des plaies opératoires, avec la source probable de ces derniers (7). La contamination exogène peut être transmise par le personnel ou d'autres sources de contamination dans l'environnement. Néanmoins, l'équipe chirurgicale est probablement, à cause du contact direct qu'elle a avec la plaie, le véhicule définitif de transmission de l'agent pathogène. Dans le cadre des épidémies d'infection dues au S. aureus et au Strep-

tocoque du groupe A les membres du personnel sont, selon toute vraisemblance, à la source de la contamination. Les épidémies dues à des micro-organismes gram-négatifs peuvent provenir de sources dans le milieu, et tout particulièrement de sources contenant de l'eau (la solution d'irrigation par exemple) de même que des appareils d'anesthésie et d'inhalothérapie. La plupart des infections, endogènes ou exogènes, semblent résulter d'une contamination acquise dans la salle d'opération. Peu d'infections sont acquises après l'opération lorsque les plaies sont fermées sans délai, c'est-à-dire avant que le malade ne quitte la salle d'opération, et qu'aucune mèche n'est utilisée, et ce probablement parce que le processus normal de cicatrisation scelle les plaies dans les quelques heures qui suivent leur fermeture.

**Mesures de prévention**

Le risque d'infection de la plaie opératoire est, dans une grande mesure, déterminé par trois facteurs:

- l'ampleur et la nature de la contamination microbienne de la plaie;
- l'état de la plaie à la fin de l'intervention (déterminé en grande partie par la technique chirurgicale et les lésions rencontrées durant l'intervention);
- la sensibilité de l'hôte, c'est-à-dire, l'aptitude du malade à réagir à la contamination microbienne.

Ces facteurs interagissent de façon complexe. Par exemple, une plaie dans un tissu sain résiste étonnamment bien à l'infection, même si elle est contaminée par de nombreux micro-organismes, tandis qu'une plaie contenant des substances étrangères ou nécrotiques est sujette à l'infection même si elle ne renferme que quelques micro-organismes. Les mesures de prévention des infections des plaies opératoires doivent tenir compte des trois facteurs mentionnés, mais plus particulièrement des deux premiers. Puisque la plupart des infections sont contractées dans la salle d'opération et que pour les prévenir il est essentiel d'adopter de bonnes pratiques chirurgicales, la plupart des mesures de prévention devraient porter sur les pratiques de l'équipe chirurgicale.

La prévention de la contamination microbienne d'une plaie commence avant l'intervention chirurgicale. Le traitement de toute infection évolutive est une mesure préopératoire et post-opératoire importante. Les malades qui souffent d'une infection bactérienne, même si celle-ci est localisée à un point éloigné de la plaie opératoire, sont beaucoup plus exposés à contracter une infection de la plaie opératoire que les malades non infectés (3). On croit que le traitement d'une infection "éloignée" présente avant ou après une intervention réduit les risques d'infection de la plaie opératoire.

Voici d'autres mesures préopératoires concernant le malade:

- raccourcir le séjour à l'hôpital avant l'opération;
- se baigner avec des agents antiseptiques;
- ne pas couper les poils ou, si cela est nécessaire, utiliser une tondeuse ou des crèmes épilatoires plutôt qu'un rasoir;
- préparer le champ opératoire avec un agent antiseptique.

On a établi un lien entre les courts séjours préopératoires et les faibles taux d'infection (1, 3, 6, 8); cette constatation est probablement due au nombre réduit de malades porteurs d'agents pathogènes nosocomiaux qui peuvent ultérieurement contaminer la plaie opératoire. On suppose que le fait de limiter au minimum le séjour préopératoire contribue à réduire les risques d'infection (6), mais cette pratique ne s'appuie sur aucune donnée précise. Les bains avec des agents antiseptiques sont une mesure de prévention préopératoire recommandée parce qu'ils réduisent l'envahissement de la plaie par des agents pathogènes typiques tels que le S. aureus (8) mais il n'est pas prouvé qu'ils contribuent à réduire les infections. Les poils du champ opératoire sont souvent enlevés pour prévenir la contamination de la plaie durant l'intervention. Cependant, l'épilation risque de blesser la peau, ce qui peut accroître le risque d'infection (6,9) en y favorisant la multiplication des bactéries. L'usage d'une tondeuse ou d'une crème épilatoire semble causer moins de lésions cutanées que l'usage d'un rasoir. Le rasage fait immédiatement avant l'opération peut réduire les risques d'infection (9).

Pour réduire davantage les risques de contamination de la plaie par les micro-organismes du malade, ou utilise des agents antiseptiques pour préparer la peau du champ opératoire avant l'opération. Premièrement, le champ est soigneusement nettoyé avec une solution détergente pour éliminer la flore superficielle, la saleté et les débris qui pourraient nuire à l'action de l'antiseptique. Immédiatement avant l'opération, on applique une solution antiseptique pour éliminer ou inhiber la flore résidente plus réfractaire et plus profonde. De nombreux agents antiseptiques ont été utilisés pour préparer le champ opératoire, mais la teinture de chlorhexidine ou les iodophores comportent de nombreux avantages par rapport aux autres. Le spectre antibactérien de ces deux agents est excellent. La teinture de chlorhexidine a une action antibactérienne rapide et tenace. Les iodophores agissent aussi rapidement et leur action persiste tant qu'on ne les essuie pas. La teinture d'iode est aussi un excellent agent de préparation du champ opératoire, mais elle peut brûler la peau, bien que cela soit rare avec une teinture à 1 p. 100. L'alcool agit rapidement, mais son action cesse dès qu'il s'évapore. L'hexachlorophène a été utilisé comme agent de préparation du champ opératoire, mais son activité contre les organismes gram-négatifs est faible et son usage doit être répété pour offrir un maximum d'efficacité. De plus, l'hexachlorophène est absorbé par la peau et, en grande quantité, il peut avoir des effets toxiques sur le système nerveux central, particulièrement chez les prématurés.

L'équipe chirurgicale doit également prendre des mesures pour prévenir la contamination microbienne de la plaie durant l'opération. La contamination peut être transmise par l'équipe chirurgicale par contact direct, habituellement avec les mains, ou par l'air contaminé par des particules provenant de la peau ou des muqueuses. Le lavage chirurgical des mains et le port de gants stériles réduisent le transfert des micro-organismes des mains à la plaie. Le lavage chirurgical des mains vise à détruire ou à éliminer le plus grand nombre de bactéries possible, y compris les bactéries résidentes. Pour éliminer le plus grand nombre de bactéries, il faut procéder à un lavage soigné avec des agents antiseptiques; il importe aussi de retirer les bagues et de nettoyer autour des ongles parce que les bijoux et les ongles peuvent héberger des bactéries. La chlorhexidine, les iodophores et l'hexachlorophène peuvent servir au lavage chirurgical des mains; cependant, l'hexachlorophène doit être utilisé régulièrement et fréquemment (par exemple, plusieurs fois par jour) pour offrir une efficacité maximale. La durée idéale du lavage chirurgical n'est pas déterminée, mais des périodes aussi courtes que cinq minutes semblent sûres (10,11). Après le lavage des mains, les gants stériles offrent une barrière supplémentaire contre le transfert des bactéries à la plaie (en plus de protéger l'opérateur des micro-organismes qui contaminent le malade). Les bactéries se multiplient rapidement sur des mains gantées et peuvent contaminer la plaie lorsque les gants se percent, ce qui se produit fréquemment (12). Le lavage des mains avec des agents antiseptiques retardera la croissance des bactéries sous les gants.

L'air est également un véhicule possible de micro-organismes qui peuvent contaminer les plaies opératoires; son rôle dans l'infection des plaies opératoires a été démontré dans certaines interventions (3), telles que les interventions au cours desquelles un corps étranger est implanté. L'air de la salle d'opération est souvent contaminé par des micro-organismes qui se fixent à des particules transportées par l'air telles que la poussière, les squames ou les gouttelettes de salive projetées par la toux. Par définition courante, bon nombre de ces micro-organismes sont des agents pathogènes. Le nombre de micro-organismes viables transportés par l'air, compte tenu du degré de ventilation dans une salle d'opération, est en grande partie proportionnel à l'activité humaine. On peut s'attendre à de plus grandes quantités de micro-organismes transportés par l'air lorsque le nombre des personnes présentes est élevé, surtout si ces personnes se déplacent ou si des parties de leur peau sont découvertes. Les mesures suivantes contribuent à réduire la contamination par l'air:

- la réduction du nombre d'employés et de leurs activités;
- l'augmentation de la ventilation qui dilue l'air contaminé avec de l'air filtré ou de l'air extérieur relativement propre;
- l'utilisation d'une lampe aux rayons ulta-violets qui détruisent les micro-organismes;
- le port de vêtements, de masques et de gants protecteurs qui réduisent la chute de particules dans l'air.

On peut réduire les déplacements ou les activités dans la salle d'opération en gardant la porte fermée et en limitant le nombre de personnes dans la salle d'opération et dans les couloirs adjacents. En plus de limiter les déplacements inutiles, le fait de fermer la porte réduira le mélange de l'air de la salle avec celui du couloir qui contient habituellement un nombre relativement élevé de bactéries. La restriction des déplacements du personnel dans la salle d'opération et dans les couloirs adjacents doit être planifiée. Cette planification, souvent nommée: "Contrôle de la circulation", vise à permettre la concentration de tout le matériel nécessaire dans la salle d'opération, afin d'éviter le va-et-vient une fois l'intervention en marche.

Pour réduire la contamination par l'air, certains chercheurs recommandent l'utilisation d'appareils de ventilation à "flux laminaire" dans les salles d'opération, particulièrement dans celles réservées aux implantations chirurgicales, parce que ces appareils assurent un air d'une grande propreté, presque stérile et peu turbulent. Cependant, 15 à 25 renouvellements d'air hautement filtré par heure, selon le volume d'air frais (13), semblent suffire pour éliminer la plupart des micro-organismes transportés par l'air (14). En outre, les appareils à flux laminaire coûtent très cher et bien qu'ils soient présentement à l'étude, leur efficacité par rapport à leur coût n'a pas encore été démontrée en ce qui concerne la prévention des infections.

À l'instar des appareils à flux laminaire, les rayonnements ultraviolets libèrent l'air ambiant de la plupart des bactéries viables. Il est démontré que les rayonnements ultraviolets dans les salles d'opération produisent une réduction, légère, mais statistiquement importante des plaies opératoires propres, sans toutefois modifier les taux d'infection de l'ensemble des plaies opératoires (3). En présence de rayonnements ultraviolets, il faut porter régulièrement une visière ou des lunettes protectrices et se protéger la peau pour prévenir les brûlures. Il faut nettoyer fréquemment et régulièrement les lampes à rayonnements ultraviolets et en vérifier l'intensité.

Des micro-organismes s'échappent constamment de la peau et des muqueuses découvertes et ainsi, les masques, les champs stériles, les cagoules et les blouses sont des barrières qui servent à diminuer la chute de particules dans l'air et à prévenir la contamination des plaies. Ces barrières sont des plus efficaces lorsque le diamètre de leurs pores est si petit qu'il bloque le passage des bactéries même durant l'usage et, lorsqu'elles sont mouillées, plusieurs étoffes tissées et non tissées deviennent pratiquement imperméables aux bactéries (15). On a constaté, dans une étude récente, que l'usage de blouses et de champs stériles fabriqués avec ce genre de tissu entraîne une réduction des infections des plaies (16). Les blouses en coton tissé serré et imperméabilisé sont réutilisables et empêchent le passage des bactéries, pourvu qu'elles n'aient pas été lavées et stérilisées plus de 75 fois (17). (Dans certains hôpitaux, ces blouses sont marquées d'une date de péremption qui est déterminée en fonction du temps écoulé après 75 lavages). Certaines blouses sont entièrement faites de tissus imperméables, tandis

que d'autres sont imperméabilisées à des endroits clés, comme le devant et les manches. Ces tissus sont des plus efficaces s'ils couvrent virtuellement toutes les surfaces exposées de la peau (et les cheveux) de l'équipe chirurgicale et du malade. Cependant, les membres de l'équipe chirurgicale risquent d'être incommodés par la chaleur à moins que la température de la pièce ne soit abaissée ou la ventilation augmentée. Certains chirurgiens utilisent un appareil de ventilation distinct (aspirateur) à l'intérieur de la cagoule et de la blouse pour enlever l'air. En plus de rafraîchir le chirurgien, ce genre d'appareil élimine les micro-organismes à mesure qu'ils s'échappent à l'intérieur de la cagoule et de la blouse.

Dans une salle d'opération moderne et bien administrée, le risque d'infections liées au milieu inerte semble faible. Cette situation est en grande partie attribuable à la stérilisation appropriée des appareils chirurgicaux, aux systèmes de ventilation qui assurent la propreté de l'air et au nettoyage efficace de la salle d'opération. Si des bonnes méthodes de nettoyage courant (5,18) sont rigoureusement appliquées et si la ventilation est adéquate, la salle d'opération sera suffisamment propre et il ne devrait pas être nécessaire de procéder à une culture du milieu et à un nettoyage particulier après les cas "souillés". Certaines conceptions architecturales intégrées aux salles d'opération peuvent contribuer à garder le milieu propre (19). Cependant, les plans qui prévoient une aire centrale propre et un couloir de circulation périphérique ne se sont pas avérés particulièrement utiles. De plus, les paillassons antiseptiques placés à l'entrée des blocs opératoires pour empêcher la contamination d'entrer avec le personnel peuvent être encombrants et rien ne prouve qu'ils réduisent le risque d'infection.

La mesure la plus importante pour prévenir les infections des plaies est l'adoption d'une bonne technique opératoire. Une mauvaise technique peut entraîner la contamination de la plaie (par exemple, lorsqu'une perforation accidentelle de l'intestin se produit durant une opération dans la cavité abdominale), peut prolonger inutilement la durée de l'opération et diminuer la résistance de la plaie aux infections parce qu'elle contient des tissus nécrosés ou des corps étrangers inopportuns. Puisque le risque d'infection de la plaie augmente avec la durée de l'opération, la promptitude joue un rôle important (1, 3, 6). Cependant, le chirurgien doit évaluer le besoin d'opérer rapidement par rapport à celui de manipuler les tissus délicatement, de réduire l'effusion sanguine et la formation d'hématomes, de supprimer les espaces morts et de réduire au minimum la présence de tissus nécrosés et de substances étrangères dans la plaie. Il existe d'autres méthodes de prévention qui ne sont pas aussi bien établies que celles déjà décrites, mais qu'il peut convenir d'utiliser par prudence, au besoin; par exemple, l'utilisation d'une suture fine et à fil continu plutôt qu'une suture épaisse ou entrelacée et l'usage minimum de sutures et de cautérisations. La technique dépend non seulement de l'aptitude du chirurgien à traiter la plaie, mais aussi de sa compétence à surveiller l'équipe chirurgicale et à observer un décorum professionnel qui favorise la rapidité et le succès des opérations. Le relâchement de la discipline

dans la salle d'opération peut donner lieu à des erreurs et à des conditions d'asepsie négligées. Les chirurgiens ayant terminé leur formation peuvent avoir des difficultés à modifier certaines habitudes chirurgicales, mais on peut stimuler leur perfectionnement en les informant des taux d'infection atteints dans les plaies propres (6).

Habituellement, la période postopératoire n'influe pas considérablement sur le risque d'infection des plaies opératoires. Néanmoins, les plaies peuvent se contaminer et ensuite, s'infecter si, après l'opération, elles sont touchées par des mains ou des objets contaminés, surtout si elles n'ont pas été fermées durant l'opération (fermeture définitive) ou si un drain est installé. Jusqu'à ce que les lèvres de la plaie soient scellées et que la cicatrisation soit évidente (environ 24 heures après l'opération, dans la plupart des cas), on doit couvrir la plaie avec des pansements stériles pour réduire le risque de contamination. L'usage d'un pansement récemment mis au point et composé d'une membrane transparente et semi-perméable est préconisé parce qu'il permet d'observer la plaie sant qu'il soit nécessaire de la retirer. La valeur de ce genre de pansement n'a pas été démontrée. On enlève occasionnellement la plupart des pansements pour examiner la plaie et la traiter au besoin. La fréquence des examens dépend de facteurs tels que la nature de la plaie, la présence d'une infection d'humidité, d'un écoulement, de douleurs, de fièvre et ainsi de suite.

Les employés qui traitent les plaies peuvent réduire les risques de contamination en se lavant les mains et en évitant les contacts avec la plaie (la méthode "sans contact") ou en portant des gants stériles, si les contacts sont inévitables.

Durant la période postopératoire, le drainage approprié de la plaie contribue à réduire les risques d'infection. Le sang, le pus, les liquides organiques et les substances nécrotiques qui ne s'écoulent pas librement s'accumulent dans la plaie et deviennent des milieux de croissance de micro-organismes. De plus, le pus et les micro-organismes qui ne peuvent s'échapper risquent de provoquer une bactériémie lorsque la pression augmente dans la plaie. Cependant, lorsqu'une plaie est drainée, surtout par drainage ouvert, la peau ne peut être fermée complètement et des micro-organismes risquent de s'introduire dans la plaie ou dans les structures profondes et provoquer une infection. Ainsi, les chirurgiens n'utilisent une méthode de drainage que lorsqu'ils prévoient qu'une plaie laissera s'écouler de grandes quantités de sang ou d'autres liquides et ils installent un drain fermé de préférence à un drain ouvert (drain de Penrose) (20, 21). Pour réduire les risques d'infection, on peut introduire le drain dans une plaie par incision distincte et adjacente, plutôt que dans la plaie opératoire primitive. De même, dans le cas de plaies sales, il est préférable de retarder la fermeture plutôt que d'introduire un drain (22). Il est également utile de procéder ainsi dans le cas de nombreuses plaies contaminées.

Le risque d'infection est aussi déterminé par la prédisposition du malade à contracter une infection, c'est-à-dire, la sensibilité de l'hôte.

Contrairement à de nombreux autres facteurs de risque, la sensibilité de l'hôte est souvent difficile à changer. Cependant, s'il est possible de retarder l'opération, certaines caractéristiques de l'hôte peuvent être modifiées:

- le taux de glycémie des diabétiques est plus aisément contrôlé;
- les malades souffrant d'obésité grave peuvent perdre du poids;
- les malades traités aux stéroïdes peuvent en interrompre l'usage ou en faire diminuer la posologie;
- le malades souffrant de malnutrition grave peuvent être traités par suralimentation orale ou parentérale.

Il n'existe aucune preuve précise que ces modifications contribueront à réduire les risques d'infection. Dans chacune exemple et dans d'autres cas où il est possible de réduire la sensibilité de l'hôte, le médecin doit évaluer les avantages de ces modifications par rapport aux risques que présente une intervention retardée ou d'autres facteurs connexes.

Dans certains cas, l'usage prophylactique d'antibiotiques contribue à réduire les risques d'infection des plaies opératoires. La prophylaxie, c'est-à-dire l'administration d'antibiotiques pour prévenir l'infection, est efficace probablement parce que ce moyen réduit la contamination de la plaie à un niveau que peut contrôler la défense immunitaire de l'organisme. Ce niveau varie selon l'état de la plaie et les défenses immunitaires. La prophylaxie est des plus utiles dans les cas d'opérations qui présentent un niveau moyen de contamination (opérations propres-contaminées). La prophylaxie n'est pas utile dans le cas d'opérations propres, à moins qu'une infection ait des conséquences graves ou risque d'entraîner la mort, par exemple, dans le cas de prothèses orthopédiques insérées et de chirurgie vasculaire. Les antibiotiques sont également utilisés dans les cas d'opérations sales, mais il s'agit plutôt d'un traitement que d'une prophylaxie (4).

La prophylaxie peut être administrée par voie parentérale ou, par voie orale, avant une intervention sur l'intestin. Pour être efficace, la prophylaxie parentérale doit être administrée peu de temps avant l'opération afin que les propriétés thérapeutiques des antibiotiques soient maximales dans la plaie durant l'opération (23). L'administration de la prophylaxie parentérale pendant plus de 24 heures augmente les risques de toxicité antibiotique et élargit le spectre des bactéries réfractaires sans réduire davantage le risque d'infection (24). La prophylaxie par voie orale est utilisée surtout dans les cas d'opérations intestinales. Il est préférable d'administrer la prophylaxie par voie orale pendant une journée avant l'opération et de ne pas la poursuivre après. La prophylaxie par voie parentérale et par voie orale sont d'une efficacité égale dans les cas d'opérations intestinales (25). Il peut aussi être indiqué d'administré, avant une opération, une prophylaxie parentérale pour prévenir une endocardite bactérienne, mais le présent Guide ne traite que de son usage avant une chirurgie cardiaque.

Pour diminuer le risque d'infection, les chirurgiens utilisent parfois des antibiotiques et des antiseptiques appliqués directement dans la plaie comme solution d'irrigation (26). Les antibiotiques sont peut-être utiles au soin local de la plaie durant l'opération, mais leur utilité n'a pas été suffisamment comparée à celle des antibiotiques prophylactiques administrés par voie parentérale. Certains antibiotiques utilisés pour irriguer la plaie peuvent être absorbés et avoir des effets toxiques généralisés. Certains antiseptiques, comme l'alcool, sont toxiques s'ils entrent en contact avec des tissus autres que la peau ou les muqueuses et ne devraient pas être appliqués sur les plaies. D'autres antiseptiques, la povidone-iode, par exemple, ont été utilisés pour soigner les plaies opératoires (27), mais leur utilité n'a pas été suffisamment analysée.

**Recommendations**

**1. Surveillance et classification**

a. i) Au moment de l'opération ou peu de temps après, toutes les plaies doivent être classées et enregistrées comme étant: propres, propres-contaminées, contaminées ou sales et infectées (voir texte). **Catégorie I**

ii) La classification doit être consignée dans le dossier médical. **Catégorie II**

b. La personne chargée de surveiller les opérés devrait réunir les renseignements nécessaires permettant de calculer, pour toutes les opérations pratiquées dans l'établissement, les taux d'infection des plaies selon leur classification. Ces taux devraient être calculés au moins à tous les six ou douze mois, enregistrés dans les dossiers du Comité de lutte contre les infections et mis à la disposition du département de chirurgie. **Catégorie I**

c. À tous les six ou douze mois, il faut déterminer les taux d'infection des plaies propres et particuliers aux interventions pratiquées dans l'établissement et communiquer ces taux à tous les chirurgiens exerçant afin qu'ils puissent comparer leur rendement à celui des autres à cet égard; on peut coder ces taux pour éviter de mentionner les noms. **Catégorie II**

d. On devrait contacter les malades qui ont quitté l'hôpital pour déterminer les taux d'infection pendant les trente jours suivant l'opération. **Catégorie III**

**2. Préparation du malade avant l'opération**

a. S'il s'agit d'une opération non urgente, toutes les infections bactériennes décelées, à l'exception de celles pour lesquelles l'intervention est pratiquée, devraient être traitées et jugulées avant l'opération. **Catégorie I**

b. Le séjour préopératoire à l'hôpital doit être le plus court possible; les épreuves et les traitements qui prolongeraient le

séjour préopératoire au-delà d'une journée devraient, si cela est possible, être faits en consultation externe. **Catégorie III**

c. S'il s'agit d'une opération non urgente et si le malade souffre de malnutrition grave, il devrait être suralimenté par voie orale ou parentérale. **Catégorie II**

d. Lorsque l'opération n'est pas urgente, le malade doit se baigner (ou être baigné) avec un savon antiseptique, la veille de l'opération. **Catégorie III**

e. i) À moins que la chevelure ou la pilosité dans le champ opératoire ne soient épaisse et ne nuisent à l'intervention chirurgicale, il n'est pas nécessaire de les enlever. **Catégorie II**

ii) Si une épilation (ou un rasage) s'impose, elle devrait être faite le plus tôt possible avant l'opération, de préférence, immédiatement avant. **Catégorie II**

f. i) Il faut nettoyer le champ opératoire et les parties avoisinantes avec une solution détergente suivie de l'application d'une solution antiseptique. Ce champ doit inclure toute l'incision et une surface adjacente suffisamment large pour permettre au chirurgien de procéder durant l'opération sans toucher à une surface non préparée. **Catégorie I**

ii) La teinture de chlorhexidine, les iodophores et la teinture d'iode sont les produits antiseptiques recommandés pour la préparation du champ opératoire. Le savon ordinaire, l'alcool ou l'hexachlorephène ne sont pas recommandés comme seuls agents pour préparer le champ opératoire, sauf si la peau du malade est sensible aux produits antiseptiques recommandés. Il ne faut pas utiliser les composés d'ammonium quaternaires aqueux. **Catégorie I**

g. Lorsqu'il s'agit d'une intervention majeure avec incision et qui nécessite l'usage d'une salle d'opération, il faut couvrir le malade avec des champs stériles de façon que seul le champ opératoire et les voies d'accès nécessaires à l'anesthésie soient à découvert. **Catégorie I**

## 3. Préparation de l'équipe chirurgicale

a. Quiconque entre dans la salle d'opération doit porter, en tout temps:

i) un masque d'une efficacité maximale couvrant entièrement la bouche et le nez;

ii) un bonnet ou une cagoule couvrant entièrement les cheveux;

iii) des couvre-chaussures.

Une barbe doit être entièrement couverte par le masque et la cagoule. **Catégorie I**

b. i) Les membres de l'équipe chirurgicale (ceux qui toucheront au champ stérile, aux instruments stériles ou à l'incision) doivent se laver les mains et les avant-bras avec un agent antiseptique avant chaque intervention. Le lavage chirurgical doit être fait avant chaque opération et durer au moins cinq minutes avant la première opération de la journée. **Catégorie I**

ii) Entre les opération consécutives, des périodes de lavage chirurgical de deux à cinq minutes conviennent. **Catégorie III**

iii) La chlorhexidine, les iodophores et l'hexachlorophène sont les ingrédients antimicrobiens actifs recommandés pour le lavage chirurgical des mains. Il ne faut pas utiliser des composés d'ammonium quaternaires aqueux, par ex.: le chlorure de benzalkonium. **Catégorie I**

iv) L'héxachlorophène ne doit pas être utilisé dans le cas des femmes enceintes. **Catégorie II**

c. i) Après s'être lavé les mains avec un agent antiseptique et les avoir séchées avec une serviette stérile, les membres de l'équipe chirurgical doivent endosser des blouses stériles. **Catégorie I**

ii) Les blouses utilisées dans les salles d'opération doivent être faites de tissu réutilisable ou jetable dont l'imperméabilité presque total aux bactéries a été démontrée, même lorsqu'elles sont mouillées. **Catégorie II**

d. i) Les membres de l'équipe chirurgicale doivent porter des gants stériles. Un gant qui se perce durant l'opération doit être changé promptement. **Catégorie I**

ii) Lorsqu'il s'agit d'une chirurgie osseuse sanglante et de l'insertion d'une prothèse orthopédique, il faut porter deux paires de gants stériles. **Catégorie II**

## 4. Ventilation et qualité de l'air dans la salle d'opération

a. Toutes les portes de la salle d'opération doivent rester fermées, sauf pour permettre le passage du matériel, du personnel et du malade. Le nombre des employés autorisés à entrer dans la salle d'opération, surtout lorsqu'une opération est en cours, doit être tenu au minimum. **Catégorie I**

b. Dans le cas de nouveaux immeubles, la ventilation dans les salles d'opération doit se faire par au moins 25 renouvellements d'air par heure. Tous les orifices d'arrivée de l'air extérieur doivent être le plus éloignés possible du sol et des orifices de sortie de tous genres. Tout l'air renouvelé ou frais doit être filtré avant d'arriver dans la salle d'opération. **Catégorie I**

5. **Nettoyage et culture de la salle d'opération et culture faite sur le personnel**

a. Selon les méthodes établies pour chaque nettoyage, il faut nettoyer la salle d'opération entre chaque intervention chirurgicale, une fois par jour, et une fois par semaine. **Catégorie I**
b. Il ne faut **pas** faire des cultures systématiques de l'environnement ou du personnel de la salle d'opération. **Catégorie I**
c. L'usage de paillassons antiseptiques à l'entrée de la salle d'opération n'est **pas** une mesure recommandée de lutte contre l'infection. **Catégorie I**

6. **Technique opératoire**

L'équipe chirurgicale doit procéder de façon telle que l'opération se déroule le plus efficacement possible pour pouvoir manipuler délicatement les tissus, prévenir les saignements, éliminer les temps morts et réduire au minimum la présence de tissus nécrosés et de matières étrangères dans la plaie. **Catégorie I**

7. **Soin de la plaie**

a. Les plaies par incision classées dans la catégorie des plaies "sales et infectées" ne devraient pas être suturées complètement à la fin de l'opération (fermeture définitive). **Catégorie I** - (Lorsqu'il s'agit d'une opération pratiquée dans le cadre du traitement d'une infection de faible niveau causée par un dispositif inséré, il est parfois préférable de fermer la plaie après l'opération pour prévenir une surinfection par des micro-organismes plus virulents que ceux qui sont déjà responsables de l'infection.)
b. Si le drainage d'une plaie infectée s'impose, il est préférable d'utiliser un système de drainage aspiratif fermé introduit dans une incision cutanée adjacente plutôt que dans la plaie principale. **Catégorie I**
c. Le personnel doit se laver les mains avant de soigner une plaie opératoire et après. **Catégorie I**
d. Le personnel ne doit pas toucher directement à une plaie ouverte ou vive sans porter des gants stériles. Lorsque la plaie est scellée, les pansements peuvent être changés sans gants. **Catégorie I**
e. Les pansements couvrant des plaies fermées doivent être enlevés s'ils sont mouillés ou si le malade présente des signes ou des symptômes d'infection, par exemple, une fièvre ou une douleur inhabituelle au niveau de la plaie. Après avoir retiré le pansement, il faut examiner la plaie pour déceler des signes d'infection. Il faut soumettre à une culture et à une coloration de Gram tout liquide qui s'écoule d'une plaie que l'on soupçonne infectées. **Catégorie I**

8. **Antibiotiques prophylactiques - principes généraux:**

a. Les antibiotiques prophylactiques parentéraux sont recommandés lorsqu'il s'agit d'opérations:
   i) qui comportent un risque élevé d'infection, par exemple, la plupart des chirurgies du tube digestif, les opérations césariennes, les hystérectomies et certaines chirurgies des voies biliaires;
   ii) qui ne s'accompagnent pas souvent d'une infection, mais lorsqu'une infection se manifeste, elle risque d'avoir des conséquences graves ou de mettre en danger la vie du malade; par exemple, les chirurgies du système cardio-vasculaire et du système nerveux et les opérations comportant l'insertion de prothèses orthopédiques. **Catérogie I**

b. Sauf dans le cas d'opérations césariennes, les antibiotiques prophylactiques parentéraux doivent être administrés au cours des deux heures qui précèdent l'opération. L'administration de ces antibiotiques ne doit pas se poursuivre pendant plus de 48 heures, bien qu'une limite de 12 heures soit souhaitable pour la plupart des genres de plaies et d'opérations. **Catégorie I** (Lorsqu'il s'agit d'opérations césariennes, l'agent prophylactique est habituellement administré durant l'intervention après le clampage du cordon ombilical).

c. Il ne faut pas administrer, par voie orale, des antibiotiques prophylactiques absorbables comme compléments aux prophylactiques parentéraux. **Catégorie I**

d. L'administration d'antibiotiques prophylactiques par voie orale dans les cas de chirurgie du colon et du rectum doit être limitée à la période de 24 heures avant l'opération. **Catégorie I**

e. L'efficacité des antibiotiques prophylactiques choisis pour traiter les infections des plaies opératoires doit avoir été démontrée par des études aléatoires, prospectives et contrôlées dont les résultats ont été publiés. **Catégorie II**

f. Les antibiotiques administrés aux malades et dont les plaies sont classées dans le catégorie des plaies "sales et infectées" doivent être considérés comme thérapeutiques plutôt que prophylactiques. Des facteurs cliniques tels que les agents pathogènes en cause, le foyer et la gravité de l'infection et la réaction clinique doivent déterminer la nature de l'antibiotique et la durée du traitement. **Catégorie I**

9. **Produits antimicrobiens topiques:**

Les produits antimicrobiens topiques et appliqués sur une plaie opératoire, qu'il s'agisse d'antibiotiques ou d'antiseptiques, ne doivent pas entraîner d'effets secondaires locaux ou généralisés graves. **Catégorie I**

**Bibliographie**


1. Haley, R.W. Hooton, T.M. Culver, D.H. et col. "Nosocomial infections in US hospitals, 1975-1976: Estimated frequency by selected characteristics of patients"; AM J Med 70:947-959;1981.

2. Center for Disease Control; "Trends in surgical wound infection rates - United States"; Morbid Mortal Weekly Rep 29;27-28, 33;1980.

3. Howard, J.M. Barker, W.F. Culbertson, W.R. et col. "Postoperative wound infections: The influence of ultraviolet-irradiation of the operating room and various other factors"; Ann Surg 160(suppl); 1-192;1964.

4. Altemeir, W.A. "Surgical infections: Incisional wounds"; Bennett JV, Brachman P.S. eds. Hospital Infections; Boston; Little, Brown and Company; 287-306;1979.

5. American College of Surgeons Committee on Control of Surgical Infections; Manual on control of Infection in Surgical Patients; Philadelphia; JB Lippincott, 1976.

6. Cruse, P.J.E. et Foord, R. "The epidemiology of wound infection. A ten-year prospective study of 62,939 wounds"; Surg Clin North Am 60:27-40;1980.

7. Aber, R.C. et Garner, J.S. "Postoperative wound infections"; Wenzel, R.P. ed. Handbook of Hospital Acquired Infections; Boca Raton, Florida; CRC Press, Inc. 303-316;1981.

8. Brunn, J. "Postoperative wound infections: Predisposing and the effect of a reduction in the dissemination of staphylococci"; Acta Med Scand (suppl) 1-89;1970.

9. Seropian, R. et Reynolds, B.M. "Wound infections after preoperative depilatory versus razor preparation"; Am J Surg 121:251-254;1971.

10. Dineen, P. "An evaluation of the duration of the surgical scrub"; Surg Gynecol Obstet 129:1181-1184;1969.

11. Galle, P.C. Homesley, H.D. et Rhyne, A.L. "Reassessment of the surgical scrub"; Surg Gynecol Obstet 147:215-218;1969.

12. Walter, C.W. et Kundsin, R.B. "The bacteriologic study of surgical gloves from 250 operations"; Surg Gynecol Obstet 129:949-952;1969.

13. U.S. Department of Health, Education, and Welfare; Minimum requirements of construction and equipment for hospitals and medical facilities; (HRA 79-145000).
U.S.Government Printing Office: 1979 Washington (D.C.).

14. Moggio, M. Goldner, L. McCollum, D. et Beissinger, S. "Wound infections in patients undergoing total hip arthroplasty: Ultraviolet light for the control of airborne bacteria"; Arch Surg 114:815-823;1979.

15. Schwarts, J.T. et Saunders, D.E.; "Microbial penetration of surgical gown materials"; Surg Gynecol Obstet 150:507-512;1980.

16. Moylan, J.A. et Kennedy, B.V. "The importance of gown and drape barriers in the prevention of wound infection"; Surg Gynecol Obstet 151-465-470;1980.

17. Laufman, H. Eudy, W.W. Vandernoot, A.M. Liu, D. et Harris, C.A. "Strike-through of moist contamination by woven and non-woven surgical materials"; Ann Surg 181:857-862;1975.

18. Lange, K. "AORN standards for OR sanitation"; AORN J 21:1223-1231;1975.

19. Laufman, H. "Surgical hazard control: Effect of architecture and engineering"; Ach Surg 107:552-559;1973.

20. McIlrath, D.C. Van Heerden, J. et Edis, A.J. "Closure of abdominal incisions with subcutaneous catheters"; Surgery 4:4112-4116;1976.

21. van der Linden, W. et Gedda S. Edlund, G. "Randomized trial of drainage after cholecystectomy: Suction versus static drainage through a main wound versus a stab incision"; Am J Surg, 141:289-294;1981.

22. Verrier, E.D. Bossart, K.J. et Heer, F.W. "Reduction of infection rates in abdominal incisions by delayed wound closure techniques"; Am J Surg 138:22-28;1979.

23. Polk, H.C. Jr. et Lopez-Mayor, J.F. "Postoperative wound infection: A prospective study of determinant factors and prevention"; Surgery 66:97-103;1969.

24. Stone, H.H. Haney, B.B. Kolb, L.D. Geheber, C.E. et Hooper, C.A. "Prophylactic and preventive antibiotic therapy: Timing, duration, and economics"; Ann Surg 189:691-699;1979.

25. Maki, D.G. "Lister revisited: Surgical antisepsis and asepsis"; N Engl J Med 294:1286-1287;1976.

26. Viljanto, J. "Disinfection of surgical wounds without inhibition of normal wound healing"; Arch Surg 115:253-256;1980.

Page

Introduction 46
Épidémiologie 46
Mesures de prévention 58
Recommandations 60
Bibliographie

## Introduction

La pneumonie nosocomiale est une infection parenchymateuse qui se développe au cours de l'hospitalisation d'un patient. Ni présente ni en incubation au moment de l'admission, cette infection ne devient manifeste habituellement que de 48 à 72 heures après l'admission. Il peut être difficile de diagnostiquer la pneumonie, et le diagnostic se fondera généralement sur une combinaison de signes radiographiques et cliniques tels que: opacité radiologique, fièvre, toux et expectoration caractéristiques (1). Dans le présent Guide, aucune distinction n'est faite entre la pneumonie et les autres infections parenchymateuses telles que la bronchite purulente ou l'abcès du poumon. De plus, les méthodes d'isolement utilisées pour prévenir la transmission des micro-organismes responsables de la pneumonie ne sont que brièvement mentionnées et la prévention de la tuberculose n'est pas abordée.

La pneumonie compte pour 10 à 20 p. 100 de toutes les infections nosocomiales, ce qui la range au troisième rang, après les infections urinaires et les infections des plaies opératoires, pour ce qui est de la fréquence. En outre, la pneumonie est l'infection nosocomiale la plus fréquemment associée à la mort (2). À cause de la fréquence et du haut taux de décès qui lui est associé (jusqu'à 50 p. 100 selon certaines sources) (3-5), la pneumonie nosocomiale soulève un grave problème en matière de prévention des infections.

## Épidémiologie

L'incidence signalée de la pneumonie nosocomiale s'établit entre 5 (6) et 50 (7) cas pour 1 000 admissions. En 1980, les hôpitaux qui ont participé à l'étude nationale sur les infections nosocomiales (National Nosocomial Infections Study - NNIS) ont signalé un taux combiné de 5 cas pour 1 000 congés. Il ne fait pas de doute que les écarts entre les taux découlent des caractéristiques propres à chaque établissement et à chaque patient et, peut-être, de l'utilisation de critères différents pour l'établissement du diagnostic.

L'étude sur l'efficacité de la prévention des infections nosocomiales (Study of the Efficacy of Nosocomial Infection Control - SENIC) a révélé que dans trois cas sur quatre de diagnostic définitif ou de présomption de pneumonie nosocomiale, le patient venait de subir une opération chirurgicale (8). Qui plus est, cette étude indiquait un risque 38 fois plus élevé de pneumonie pour les patients ayant subi des opérations thoraco-abdominales (14 fois plus élevé pour les interventions au niveau du thorax et 3,4 fois plus élevé pour les interventions au niveau de l'abdomen) que pour les patients ayant subi une opération qui touchait aux deux régions. La pneumonie nosocomiale se présente donc souvent comme une infection postopératoire, dans le cas tout particulièrement d'opérations au niveau de la poitrine ou de l'abdomen. Cette association résulte probablement des difficultés de fonctionnement des mécanismes normaux de déglutition et de dégagement des voies respiratoires chez les patients venant de subir une opération, difficultés qui

permettent aux bactéries d'envahir les voies respiratoires inférieures et de s'y loger. Ces troubles sont attribuables, dans une large mesure, à l'exploration instrumentale des voies respiratoires, à l'anesthésie, à la douleur résultant de l'opération et à l'absorption d'analgésiques et de sédatifs.

Bien que de nombreux types de micro-organismes, dont les bactéries, les virus, les champignons et les parasites, peuvent être la cause d'une pneumonie nosocomiale, ce sont des bactéries qu'on retrouve à l'origine de la plupart des cas. Un résumé des données concernant les cas d'infection survenus avant 1970 dans 10 hôpitaux (1) révèle que les bacilles gram-négatifs aérobies et les cocci gram-positifs aérobies comptaient chacun pour environ 40 p. 100 des cas de pneumonie signalés, la combinaison des deux micro-organismes étant responsable d'un autre 10 p. 100. Les hôpitaux qui ont participé au NNIS en 1980 ont signalé que les bacilles gram-négatifs aérobies étaient isolés dans environ 68 p. 100 des cas de pneumonie, les cocci gram-positifs aérobies dans 24 p. 100 des cas et des champignons dans 5 p. 100 des cas, et ce lorsqu'on ne tenait compte que des cas où un agent pathogène était isolé. Ces hôpitaux ne signalaient des bactéries anaérobies comme agent pathogène que dans très peu de cas et des virus dans aucun cas, étant donné qu'il est difficile de prélever des spécimens appropriés à des fins de culture, et d'isoler et d'identifier ces organismes, et qu'il ne s'agit pas là de pratiques habituelles.

On croit que les bactéries envahissent les voies respiratoires inférieures par trois différentes voies:

- aspiration de micro-organismes de la bouche et du pharynx;
- inhalation d'aérosols renfermant des bactéries;
- dissémination de l'agent pathogène par la circulation sanguine depuis un foyer d'infection à distance.

On estime que dans la majorité des cas de pneumonie bactérienne, tant nosocomiale que contractée à l'extérieur, c'est la première de ces trois voies que les bactéries empruntent. Les études à l'aide de marqueurs radioactifs ont permis d'établir que l'aspiration des sécrétions est chose fréquente chez les adultes. Ces études ont montré que 45 p. 100 des adultes en santé aspirent leurs sécrétion spendant le sommeil (9). Les personnes chez qui la déglutition se fait de façon anormale, tels les patients se trouvant dans un état d'inconscience plus ou moins prononcée ou dont les voies respiratoires ou gastro-intestinales font l'objet d'une exploration instrumentale, forment le groupe le plus susceptible d'aspirer des sécrétions, et ce en grande quantité. Il s'agit souvent de personnes traitées dans une unité de soins intensifs et venant de subir une opération. Certains patients "aspirent" leurs sécrétions au cours d'une bronchoscopie et contractent, bien que cela soit apparemment peu fréquent, une pneumonie.

L'incidence élevée des pneumonies attribuables à des bacilles gram-négatifs chez les malades hospitalisés résulte, croit-on, de

facteurs qui favorisent l'envahissement du pharynx par ces micro-organismes. Il est rare qu'on réussisse à récupérer des bacilles gram-négatifs aérobies des cultures du pharynx chez des sujets en santé (10) ou, si l'on y parvient, seul un petit nombre de ces micro-organismes sont trouvés (11). La prolifération s'intensifie de façon spectaculaire chez les patients aux prises avec une maladie latente grave et prédispose ces derniers à contracter une pneumonie attribuable à des micro-organismes gram-négatifs (12). Dans une étude, les chercheurs ont constaté qu'une augmentation de la prolifération ne semblait pas résulter d'une augmentation de l'exposition aux antibiotiques ou à des sources exogènes de micro-organismes gram-négatifs, telles que des appareils d'inhalothérapie contaminés, mais à une perturbation chez les personnes gravement malades des mécanismes qui assurent dans le pharynx le maintien d'une flore normale et l'élimination des autres micro-organismes (10). Chez certains patients, il semble en outre que les conditions qui permettent la prolifération de micro-organismes perturbent les mécanismes de dégagement des voies respiratoires inférieures, avec pour résultat que les micro-organismes aspirés s'installent et se multiplient dans les voies respiratoires inférieures et cause une bronchite ou une pneumonie.

Chez les malades hospitalisés, la voie empruntée par les bactéries pour gagner les poumons peut aussi être celle de l'inhalation d'aérosols, comme cela peut se produire, par exemple, lorsqu'un patient est exposé à des appareils d'inhalothérapie contaminés. Peu après l'introduction de l'inhalothérapie dans les années 1950 et au début des années 1960, on a signalé des épidémies de pneumonie causées par des bacilles gram-négatifs et attribuables à des appareils contaminés. Le rôle joué par les appareils d'inhalothérapie pour ce qui est de prédisposer des malades à la pneumonie nosocomiale endémique n'a été évalué à sa juste valeur, cependant, qu'à partir du moment où des chercheurs ont pu établir, dans un hôpital en particulier, que l'incidence des pneumonies nécrosantes gram-négatifs, telles que révélée à l'autopsie, était quatre fois plus élevée chez les malades ayant au préalable subi une inhalothérapie (13). Ces chercheurs ont constaté que la contamination des réservoirs de nébuliseur par des bacilles gram-négatifs était chose courante. L'exposition à l'inhalothérapie était associée à un risque accru de pneumonie nécrosante gram-négatifs; la désinfection quotidienne des appareils d'inhalothérapie réduisait l'incidence de la contamination et de la pneumonie (14).

La plupart des cas d'éclosions d'infections attribuables à l'utilisation d'appareils d'inhalothérapie ont été associés à l'utilisation d'appareils d'humidification contaminés, et tout spécialement de réservoirs de nébuliseurs. Pour bien comprendre pourquoi ces derniers appareils sont beaucoup plus souvent associés à des éclosions d'infections que les humidificateurs, il faut connaître la différence entre les différents types d'appareils d'humidification. En termes stricts, les humidificateurs sont des appareils qui accroissent la quantité de molécules d'eau dans un gaz, en insufflant le gaz dans de l'eau; normalement, les humidificateurs ne propulsent pas de gouttelettes d'eau. Par

contre, les nébuliseurs, en plus d'accroître la quantité de molécules d'eau dans le gaz, propulsent des gouttelettes en aérosol. Les réservoirs d'eau des deux types d'appareils peuvent facilement être contaminés par des bactéries gram-négatifs, telles que les Pseudomonas. Toutefois, seuls les nébuliseurs créent un aérosol de fines gouttelettes (1u à 2u) qui peut facilement se déposer dans les voies respiratoires profondes où les bactéries peuvent plus facilement qu'ailleurs causer des infections. Il importe ici de préciser que certains "humidificateurs", tels la plupart des appareils utilisés pour humidifier l'air ambiant, sont en fait des nébuliseurs, parce qu'ils propulsent des gouttelettes. Les humidificateurs de l'air ambiant, qui comportent souvent un disque tournant sur lui-même pour vaporiser de l'eau, sont tellement difficiles à désinfecter de façon satisfaisante qu'ils ne sont pas des appareils assez sûrs pour qu'on les utilise dans les hôpitaux. Qui plus est, les hôpitaux peuvent recourir à des techniques plus directes, et utiliser par exemples des masques faciaux, qui sont plus sûrs et plus efficaces lorsqu'il faut dispenser de l'air humidifié aux malades.

La pneumonie à bactéries peut aussi résulter de la dissémination par voie sanguine de l'infection jusqu'aux poumons à partir d'un foyer situés à distance, comme dans le cas, par exemple, de la pneumonie due au Staphylococcus aureus résultant d'une phlébite purulente ou d'une endocardite située du côté droit du coeur. La pneumonie nosocomiale à bactéries causée par une dissémination par voie sanguine est peu courante, estime-t-on.

Contrairement aux infections bactériennes pour lesquelles on trouve une importante documentation, la pneumonie nosocomiale à virus est une maladie donc l'épidémiologie a fait l'objet de très peu de publications. Souvent, les infections virales ne sont pas diagnostiquées parce que les techniques de laboratoire utilisées, et même les plus perfectionnées d'entre elles, pour isoler les virus et confirmer le diagnostic par examen sérologique sont des procédés lents. Toutefois, au cours d'une étude prospective récente, des chercheurs ont procédé à une surveillance systématique des infections nosocomiales virales à l'aide des plus récentes techniques de diagnostic. Ces chercheurs ont constaté que 5 p. 100 de toutes les infections et 20 p. 100 des cas de pneumonie étaient attribuables à des virus (15).

Plusieurs caractéristiques épidémiologiques générales sont particulièrement aux infections nosocomiales virales et les distinguent des infections bactériennes:

- Souvent, les infections nosocomiales virales correspondent à la prévalence du virus dans la collectivité. Au cours d'une éclosion d'infections dans la collectivité, des virus sont introduits dans l'hôpital par des patients, des employés et des visiteurs, dont bon nombre peuvent être atteints sans que l'infection n'ait dépassé les tous premiers stades. Aussi les éclosions d'infections nosocomiales virales sont-elles souvent le prolongement d'une éclosion d'infections dans la collectivité.

- Contrairement aux infections bactériennes, la plupart des infections nosocomiales virales des voies respiratoires n'atteignent pas de façon prédominante des patients affaiblis à risque élevé, bien que l'infection puisse être particulièrement grave chez ces derniers.
- Les infections nosocomiales virales s'acquièrent généralement par des voies exogènes, leur source étant la population de l'hôpital, c'est-à-dire les employés, les autres patients et les visiteurs. Par contre, la plupart des pneumonies d'origine bactérienne s'acquièrent par des voies endogènes, c'est-à-dire par l'aspiration de micro-organismes depuis la région oropharyngiène du patient.

Le virus respiratoire syncitial (VRS), le virus parainfluenza et le virus de la grippe sont responsables d'une importante proportion des cas de pneumonie nosocomiale virale. Chez les adultes, les infections causées par le VRS et le virus parainfluenza sont généralement asymptomatiques ou entraînent une maladie respiratoire bénigne. Toutefois, chez les jeunes enfants, ces virus sont la cause la plus fréquente de pneumonie. De 40 à 50 p. 100 environ des jeunes enfants qui souffrent d'une infection nosocomiale causée par le VRS finissent par avoir une pneumonie. La grippe peut causer une pneumonie chez les personnes de tous âges, mais surtout chez les très jeunes et les personnes âgés, ou encore chez les personnes aux prises avec une maladie latente grave.

L'épidémiologie de ces trois virus et leurs modes de transmission sont typiques des virus qui causent des infections respiratoires nosocomiales. Entre le milieu de l'hiver et le début du printemps, les collectivités sont souvent le théâtre d'épidémies d'infections causées par le VRS. Au cours de cette période, beaucoup d'enfants admis à l'hôpital parce qu'ils présentent des symptômes de maladies respiratoire sont porteurs du VRS (16). Les enfants porteurs du virus au moment de leur admission à l'hôpital sont une source de contagion pour une grande proportion des gens qu'ils rencontrent, soit pour 59 p. 100 des contacts sensibles, selon les données d'une étude (17). Les études de cas avec groupes témoins ont révélé que le risque d'infection est fonction de la durée du séjour à l'hôpital et du type de l'unité de soins (les aires ouvertes présentent les taux les plus élevés d'infections croisées). Il y a corrélation en outre entre l'importance du risque et la proximité du contact de personne à personne (seuls les membres du personnel qui prennent dans leur bras des nourrissons porteurs du virus ou qui touchent à des surfaces qui peuvent être contaminées dans l'environnement immédiat du bébé contractent une infection). Le VRS se propage surtout, pense-t-on, par la voie de larges gouttelettes qui se forment quant un sujet atteint éternue ou tousse. Le virus est transmis à l'hôte sensible par contact direct, de main à main par exemple, ou indirectement par le biais d'objets susceptibles d'héberger le virus. L'hôte sensible peut contracter l'infection par contact avec des mains contami-

nées par du mucus des membranes des yeux ou du nez. Le virus parainfluenza peut aussi, estime-t-on, être transmis par le biais de grosses gouttelettes et par contact direct.

Les épidémies de grippe nosocomiale se caractérisent par une installation brutale et une transmission rapide laissant croire à une dissémination du virus dans l'air ambiant. Les sécrétions nasopharyngiennes des patients et des membres du personnel atteints sont les plus importants réservoirs de virus. La période de contagion semble coïncider avec celle où le virus peut être isolé à partir de sécrétions nasopharyngiennes de sujets atteints. Chez les adultes, il peut y avoir excrétion du virus pendant une période pouvant aller jusqu'à 5 jours après le début de la phase clinique de la maladie; chez les enfants, cette période peut s'étendre sur 7 jours ou même davantage (18, 19). Bien que la présence de signes cliniques puisse permettre de déceler les patients souffrant de grippe, la proportion des cas de grippe asymptomatique est élevée (jusqu'à 20 p. 100 des infections). Quand il y a épidémie de grippe dans la collectivité, le personnel de l'hôpital devrait s'attendre à une épidémie nosocomiale.

La pneumonie due à certains agents pathogènes se retrouve surtout chez les patients aux défenses immunitaires affaiblies, tels que les malades qui ont subi une transplantation rénale ou qui souffrent d'une leucopénie (20). Ces patients sont particulièrement susceptibles de contracter une pneumonie due à certains parasites, les Pneumocystis carinii, par exemple, et à des virus, le cytomégalovirus par exemple. Ils peuvent aussi, et particulièrement s'ils prennent des antibiotiques, contracter une pneumonie due à des champignons ou à des bactéries rares. Il arrive parfois qu'on puisse déceler une source commune d'infection. Ainsi, on a pu, dans un cas particulier, attribuer une éclosion de pneumonies nosocomiales à champignons (Aspergillus) à des travaux de construction qui entraînaient la dissémination dans l'air de spores d'aspergillus à partir de matériaux de construction contaminés (21).

La maladie du légionnaire est une cause peu fréquente de pneumonie nosocomiale bactérienne. Il semble que la pneumonie symptomatique soit plus fréquente chez les patients aux défenses immunitaires affaiblies que chez les autres. Bien qu'on ait pu associer un cas d'éclosion d'infections nosocomiales à une tour de refroidissement contaminée (22), dans la plupart des cas aucune source commune d'infection n'est décelée. Dans plusieurs cas d'éclosions d'infections, on a pu établir que les têtes de douche et l'eau potable contenaient des Legionella présentant le même sérotype que celui du virus causant la maladie. Dans certains cas, on a pu réduire considérablement l'incidence de la maladie du légionnaire en éliminant les Legionelle de l'eau potable par une (hyper) chloruration plus prononcée. Néanmoins, on a pu isoler des Legionella à partir de l'eau potable d'hôpitaux où une surveillance plus étroite n'a pas permis de détecter de legionellose nosocomiale.

**Mesures de prévention**

Les patients les plus susceptibles de contracter une pneumonie bactérienne nosocomiale sont les malades qui:

- viennent de subir une opération chirurgicale;
- se trouvent dans un état qui les rend susceptibles d'aspirer leurs sécrétions;
- sont exposés à des appareils d'inhalothérapie contaminés;
- reçoivent des soins d'inhalothérapie inappropriés;
- subissent une exploration instrumentale des voies respiratoires;
- sont les hôtes dans la région oropharyngienne de bacilles aérobies gram-négatifs;
- souffrent d'une déficience de leurs défenses immunitaires.

Les efforts de prévention de la pneumonie nosocomiale bactérienne ont donc principalement visé à:

- prévenir les cas de pneumonie postopératoire, par des séances de thérapie et d'information données aux patients à haut risque;
- prévenir l'aspiration des sécrétions;
- garder les appareils d'inhalothérapie propres et à assurer l'utilisation de techniques appropriées auprès des patients subissant une exploration instrumentale des voies respiratoires;
- prévenir l'envahissement par des agents pathogènes;
- renforcer les défenses de l'hôte, au moyen de vaccins par exemple.

Pour ce qui est de la dernière approche, on doit pour l'instant la considérer comme encore, dans une large mesure, au stade expérimental.

Comme le risque de pneumonie n'est pas le même pour tous les malades qui doivent subir une intervention chirurgicale et qu'il peut être négligeable pour certains d'entre eux, il importe de bien déceler parmi les patients devant subir une opération ceux qui sont exposés à un risque élevé de pneumonie (23). Le groupe visé inclut les personnes âgées (de plus de 70 ans), les obèses, les malades souffrant de troubles ventilatoires obstructifs chroniques ou qui ont des antécédents comme fumeurs, les personnes dont la fonction pulmonaire se révèle anormale à l'examen (24) (et particulièrement les personnes qui doivent subir une trachéotomie ou une tubage pour une période prolongée ou qui vont subir une opération au niveau de l'abdomen (et tout spécialement dans la région supérieure de l'abdomen) ou au niveau du thorax. Ces malades peuvent tirer avantage d'interventions visant à réduire le risque de pneumonie (25, 26), et tout spécialement de thérapies conçues pour développer les poumons et pour prévenir une atélectasie postopératoire.

Après une opération, la plupart des malades peuvent donner à leurs poumons toute l'expansion voulue en prenant des respirations profondes de temps à autre. Néanmoins, il peut arriver que des malades s'abstiennent de prendre des inspirations profondes si on ne les y incite pas. Or, on peut inciter les patients à respirer à fond et à donner à leurs poumons leur pleine expansion, en leur prescrivant un "programme" qui les amène à fournir un certain type d'effort en vue de les amener à tousser, à se tourner dans le lit et à marcher. On peut aussi utiliser un appareil, loe spiromètre, pour amener les patients à prendre volontairement, ici et là, des inspirations profondes. On peut avoir intérêt à utiliser des respirateurs à pression positive intermittente pour aider les patients à haut risque à respirer à fond, s'ils sont disposés à collaborer mais trop faibles pour prendre d'eux-mêmes des respirations profondes. L'expansion des poumons à l'aide de respirateurs à pression positive intermittente nécessite quelquefois des pressions élevées dans les foies aériennes; or, des pressions aussi élevées peuvent se révéler nocives pour certains patients, étant donné, par exemple, que des gaz peuvent pénétrer dans l'oesophage et provoquer une élévation marquée de la pression dans l'oesophage et l'estomac. Pour éviter ce genre de complications, on peut arrêter le traitement avant que la pression ne soit trop élevée. Malheureusement, ce genre de traitement axé sur la pression ne permet pas de dilater de façon appropriée les poumons et ne se traduit pas par une diminution des complications pulmonaires postopératoires. Aussi n'a-t-on pas bien établi le rôle de la respiration au moyen de respirateurs à pression positive intermittente dans la prévention de la pneumonie postopératoire. Les bouteilles de respiration peuvent se révéler utiles pour réduire les complications pulmonaires postopératoires et peuvent en fait amener une réduction du volume des poumons si le patient ne prend pas une inspiration profonde avant de commencer à souffler dans la bouteille. Si un patient n'est pas capable de tousser comme il faut, des sécrétions peuvent demeurer dans les voies respiratoires, gêner la fonction pulmonaire et contraindre le patient à faire des efforts pour gonfler ses poumons d'air. Dans le cas d'un patient dont la respiration est ainsi gênée par des sécrétions non éliminées par la toux, il peut être indiqué de recourir à des techniques de physiothérapie du thorax (27) (exercices de respiration, drainage postural et percussion, et efforts pour stimuler la toux) pour l'aider à expulser les expectorations. On dispose de trop peu de données sur les deux méthodes utilisées en vue de maintenir l'expansion des poumons, soit la méthode de la pression positive en fin d'expiration et la méthode de la pression positive continue par masque facial, pour tirer des conclusions définitives sur leur efficacité.

Il est possible aussi que l'humidité des gaz d'anesthésie utilisés au cours d'une intervention joue un rôle important par rapport au risque de pneumonie. Le fait pour un patient d'avoir à respirer des gaz secs pendant une période prolongée, et tout spécialement de l'oxygène ($O_2$) et du protoxyde d'azote ($N_2O$) mal humidifiés, dessèche les muqueuses respiratoires, gêne la fonction ciliaire et entrave, par conséquence, les mécanismes de défense de l'appareil respiratoire.

Les patients qui aspirent fréquemment ou qui aspirent d'importants volumes, ou qui aspirent leurs sécrétions gastriques sont exposés à un risque élevé de pneumonie. Ces derniers présentent habituellement au moins un des facteurs de risque suivants:

- niveau de conscience altéré;
- dysphagie due à des troubles neurologiques ou de l'oesophage;
- tube nasogastrique en place. (28)

Il peut être difficile de prévenir la pneumonie chez ces patients. Néanmoins, peut, dans le cas des patients qui n'ont pas toute leur conscience et qui sont susceptibles de régurgiter, nourrir ces derniers par intubation ou à l'aide d'autres méthodes qui éliminent en grande partie les risques de régurgitation, par suralimentation intraveineuse ou gastrostomie par exemple. Par ailleurs, on peut, dans le cas de ces patients, veiller à ce qu'ils soient couchés sur le côté et non sur le dos au moment de les nourrir et veiller à ce qu'ils reçoivent plusieurs petits repas plutôt que quelques repas plus copieux.

Une méthode largement acceptée de prévention des infections nosocomiales des voies respiratoires est celle de la stérilisation ou de la désinfection et de l'entretien appropriés des appareils d'inhalothérapie. Et comme un certain nombre d'épidémies d'infections respiratoires ont pu être attribuées à des appareils contaminés, un programme efficace de stérilisation ou de désinfection s'impose si l'on veut prévenir les flambées d'infections attribuables à des appareils contaminés. Un programme structuré de désinfection devrait avoir pour objectif de rendre les parties des appareils d'inhalothérapie qui peuvent être associées à la transmission d'infections libres de toutes contamination microbienne ou de réduire cette contamination à un niveau assez bas pour écarter le plus possible le risque d'infections attribuables à des appareils contaminés. Pour atteindre cet objectif, il suffit, dans la plupart des cas, de procéder à une stérilisation ou à une désinfection radicale des appareils susceptibles d'être contaminés. Une désinfection radicale peut se faire par pasteurisation à l'eau chaude ou à l'aide de produits chimiques liquides.

La désinfection à haut degré d'efficacité a pour objet d'éliminer toutes les bactéries végétatives, bien qu'en pratique il arrive souvent qu'une petite quantité de ces bactéries survivent à un nettoyage méticuleux et à une bonne désinfection. On peut, en procédant à des cultures, exercer une surveillance de la désinfection en vue d'assurer que le nombre des bactéries résiduelles demeure peu élevé. Néanmoins, en l'absence d'un taux épidémique ou endémique élevé d'infections pulmonaires, les résultats de cultures sont difficiles à interpréter et peu susceptibles de révéler utiles. Les cultures peuvent être utiles si l'on veut prouver la valeur d'un nouveau processus de désinfection ou le bien-fondé d'un changement important à un processus connu (changer, par exemple, la marque du désinfectant utilisé). Des changements qui

entraîneraient de nettes augmentations du taux de récupération des bactéries végétatives pourraient nécessiter une réévaluation et des modifications.

Les mécanismes internes des ventilateurs mécaniques et des respirateurs à pression positive intermittente et continue ne sont pas considérés comme des sources importantes de contamination bactérienne de l'air inhalé. Aussi, ne considère-t-on pas qu'il est nécessaire de procéder régulièrement à la stérilisation ou à une désinfection à haut degré d'efficacité de ces mécanismes. Il serait bon, toutefois, de placer à différents points du circuit respiratoire des bougies filtrantes hautement efficaces. Ainsi placées entre les mécanismes et le circuit respiratoire principal, ces bougies permettent d'éliminer les contaminants contenus dans le gaz d'alimentation et de prévenir la contamination rétrograde de la machine par le patient. En revanche, ces bougies peuvent aussi entraîner une modification de la fiche technique du respirateur puisqu'elles entraînent une diminution du débit de gaz. Utilisées avec des appareils d'anesthésie, les bougies ne permettent pas de prévenir les infections (29). Pour les autres types d'appareils respiratoires, on n'a pas encore déterminé dans quelle mesure il pouvait être utile de recourir à des bougies.

La principale source de contamination du gaz inhalé à l'aide d'appareils d'inhalothérapie est celle des gros réservoirs de nébuliseurs. Ces réservoirs peuvent être contaminés par l'introduction de liquides ou d'air non stériles, par la manipulation du bocal du nébuliseur ou par le débit rétrograde du condensat accumulé dans le tube d'alimentation jusque dans le réservoir. Une fois introduites dans le réservoir, les bactéries peuvent se multiplier suffisamment en 24 heures pour être une cause d'infection par le biais du gaz pulvérisé et inhalé. On peut, par stérilisation ou désinfection à haut degré d'efficacité éliminer les bactéries végétatives qui peuplent les réservoirs et assurer la sécurité des nébuliseurs.

Étant donné que les réservoirs peuvent, même s'ils sont stériles au départ, être contaminés en cours d'utilisation par le patient, des mesures de précaution sont recommandées afin de maintenir à un minimum le risque de contamination et d'infection. Bien que certains hôpitaux utilisent des désinfectants en aérosol pour désinfecter les appareils et réduire la contamination, (14), la plupart des membres du personnel estiment qu'il est plus facile et plus efficace de remplacer à intervalles rapprochés les solutions et les appareils qui posent des risques. Beaucoup de ceux qui utilisent cette méthode recommandent de vider complètement les réservoirs et de les remplir à nouveau avec des solutions stériles, et ce, toutes les 8 à 24 heures. Les circuits respiratoires sont souvent changés toutes les 24 heures. Néanmoins, dans une étude prospective récente avec groupe de contrôle, qui portait sur la contamination des circuits ventilatoires, avec changement des tubes toutes les 24 heures ou toutes les 48 heures (36), on a pu établir que la fréquence des cultures positives à partir d'échantillons prélevés dans les tubes de ventilation ne différait pas de façon significative entre l'un et

l'autre groupe. Qui plus est, des études effectuées sur des échantillons d'air ont confirmé que les niveaux de contamination des gaz de la phase de l'inspiration étaient faibles pour les deux groupes. En outre, une analyse quantitative de l'envahissement des tubes a révélé qu'il ne se produisait aucune augmentation significative du nombre des agents pathogènes entre la fin de la période de 24 heures et la fin de la période de 48 heures. Ayant constaté l'absence d'écarts significatifs dans la contamination des gaz de la phase d'inspiration ou dans le degré d'envahissement des tubes pour l'un et l'autre groupe, les auteurs de cette étude en sont venus à la conclusion que les tubes de ventilation ne nécessitent d'être changés qu'aux 48 heures, ce qui permet de réaliser des économies appréciables en matériel et en temps du personnel.

Comme des raisons très valables militent en faveur de la désinfection, il semble peu probable qu'on en arrive à mener une étude contrôlée en vue de déterminer s'il est indiqué de procéder à la désinfection des appareils d'inhalothérapie pour prévenir les infections nosocomiales endémiques des voies respiratoires. Néanmoins, un certain nombre d'études ont permis, indirectement, de faire la lumière sur cette question, en jetant un regard prospectif sur la corrélation entre l'utilisation de nébuliseurs et d'appareils d'inhalothérapie contaminés, d'une part, et les taux subséquents d'infections pulmonaires, d'autre part. Dans un hôpital où les tubes des respirateurs et les liquides utilisés dans les nébuliseurs étaient régulièrement changés toutes les 24 heures, aucune des 63 cultures effectuées à partir de liquide prélevé dans le nébuliseur après 24 heures d'utilisation ne donnait de résultats positifs (30). En revanche, les cultures de liquide prélevé dans les tubes du respirateur avant qu'il n'y ait eu contact avec le patient donnaient souvent des résultats positifs, en raison probablement d'une contamination rétrograde par les bactéries se trouvant dans les voies respiratoires du patient. Les cultures à résultats positifs ne permettaient pas toutefois de prédire la probabilité d'infections subséquentes. Il appert donc que, lorsque des protocoles acceptés de désinfection et d'entretien des appareils d'inhalothérapie sont respectés, le taux de contamination en cours d'utilisation des nébuliseurs reste faible et que, dans ces conditions, les appareils contaminés ne contribuent que de façon négligeable aux infections pulmonaires endémiques. Les résultats de cette étude donnent aussi à entendre qu'il n'est pas nécessaire de prélever des échantillons microbiologiques au cours de l'utilisation des appareils d'inhalothérapie en l'absence d'infections à l'état endémique ou épidémique.

Les patients qui ont une sonde endotrachéale ou une canule de trachéotomie sont exposés à un risque élevé de pneumonie pour diverses raisons. La plupart des malades qui requièrent une intubation prolongée ou une trachéotomie pour fins de diagnostic présentent de nombreux facteurs de risque les exposant à la pneumonie, notamment des troubles ventilatoires obstructifs chroniques ou quelqu'autre maladie grave. Parmi les autres facteurs de risque, on peut citer un envahissement de l'oropharynx ou de la trachée par des bactéries gram-négatifs aérobies (12), un accès plus facile aux voies respiratoires inférieures pour les

bactéries (ces dernières échappant aux mécanismes de dégagement du pharynx), et la manipulation de sondes trachéales (avec les risques concomitants de contamination croisée) au cours des procédures d'aspiration. La plupart des recommandations visant à prévenir la pneumonie chez ces patients ont pour objet d'éliminer les risques de contamination croisée par le biais d'une utilisation judicieuse d'appareils stériles, de même que de méthodes d'aspiration et de techniques aseptiques appropriées.

L'association qui existe sur le plan épidémiologique entre l'envahissement de l'oropharynx et la prédisposition à la pneumonie bacillaire gram-négatif a suscité des efforts visant à prévenir l'infection en faisant inhaler au patient des antibiotiques prophylactiques en aérosol ou en veillant à ce qu'une interférence bactérienne entrave la processus d'envahissement par des bacilles gram-négatifs. En regard de la pneumonie, l'envahissement microbien ne se présente probablement pas tant comme un facteur de risque que comme un indicateur d'un état suffisamment sérieux pour que le patient soit susceptible de contracter la pneumonie (10). L'administration d'antibiotiques par la voie d'une sonde endotrachéale permet effectivement de réduire certaines bactéries, mais non de prévenir les décès par pneumonie, sans compter que si des antibiotiques sont administrés à de nombreux patients et pendant des périodes prolongées, des bactéries résistantes peuvent se développer (31-33). Des chercheurs ont observé la résistance apparente qu'oppose une certaine flore normale, et plus spécifiquement les streptocoques alpha-hémolytiques, à l'envahissement par des micro-organismes tels que les bacilles aérobies gram-négatifs (34). Selon certains d'entre eux, il serait possible d'obtenir une éradication de l'envahissement en implantant artificiellement une "flore normale" chez les patients aux prises avec des bactéries résistantes; toutefois, aucune donnée concluante n'était cette hypothèse.

Comme la pneumonie nosocomiale virale se transmet par contact direct ou indirect avec des personnes infectées, les mesures de prévention visant à empêcher la transmission de l'infection devraient, pour être efficaces, se traduire par la mise en place de "barrières", entre la source du virus et l'hôte sensible. Dans cette optique, différents types de précautions ont été proposés: lavage des mains, utilisation de gants et de blouses, regroupement en cohorte et isolement des patients et des employés infectés. Si les personnes concernées se lavent les mains comme il faut, il est possible que le port de gants et de blouses soit superful (35). Dans le cas du virus de la grippe, à cause de la possibilité de dissémination aérienne, l'isolement des personnes sensibles (chambre privée ou réunion dans une même salle, lavage des mains, utilisation des masques mais non de gants ou de blouses), s'il est maintenu pendant la période d'élimination du virus, peut prévenir la transmission de l'infection. De façon générale, ces précautions qui se présentent comme des barrières sont des mesures logiques et raisonnables, mais aucune étude avec groupe de contrôle n'a encore permis d'en établir l'efficacité.

Pour réduire le tribut que doit payer la collectivité en conséquence des virus introduits dans les hôpitaux, on a recommandé de limiter le nombre de visiteurs et de restreindre les admissions lorsqu'il y a éclosion d'infections respiratoires dans la collectivité. La valeur de mesures de ce genre reste à prouver. Qui plus est, ces mesures ne prévoient rien pour contrer la source probablement la plus importante de virus, à savoir le personnel hospitalier. Le personnel soignant a habituellement des contacts plus étroits avec les patients que n'en ont la plupart des visiteurs et les membres du personnel qui souffrent d'une affection respiratoire peuvent facilement transmettre leur maladie aux patients, à moins qu'on ne les dégage de leurs fonctions auprès de ces derniers. Toutefois, il peut se révéler difficile sur le plan pratique d'interdire à tous les employés malades l'accès aux patients au cours d'une épidémie parce que le nombre des employés malades est souvent élevé et la qualité des soins dispensés aux malades pourrait s'en ressentir si les employés malades restaient chez eux. On doit bien tenir compte des besoins d'un hôpital pour ce qui est du personnel requis avant d'adopter une ligne de conduite qui exclut tous les employés souffrant d'infections virales respiratoires, étant donné surtout que la plupart de ces infections, chez les adultes du moins, sont bénignes et ne peuvent causer de pneumonie. Si on prévoit une épidémie de grippe, on peut limiter la flambée nosocomiale en immunisant le personnel et les patients à haut risque plusieurs semaines ou même plus longtemps si possible avant qu'il n'y ait épidémie. Un médicament antiviral (tel l'amantidine) peut se révéler utile pour limiter la transmission de l'infection entre les patients et les membres du personnel au cours d'une épidémie de grippe de type A.

**Recommandations**

1. **Mesures préopératoires de prévention de la pneumonie postopératoire:**

   a. Les patients qui vont subir une anesthésie et une opération au niveau de l'abdomen ou du thorax ou qui souffrent de troubles pulmonaires sérieux, d'une bronchopneumopathie chronique obstructive par exemple, qui présentent une difformité musculo-squelettique au niveau de la poitrine, ou dont la fonction pulmonaire se révèle anormale à l'examen devraient recevoir des soins et des instructions avant et après leur opération dans une optique de prévention des complications pulmonaires postopératoires telles que la pneumonie. La thérapie et les instructions recommandées ci-dessous (1b à 1g) devraient être données par une personne ayant la formation voulue. **Catégorie I**

   b. Toutes les fois que c'est possible, la thérapie préopératoire devrait inclure le traitement et la résolution des infections pulmonaires, des efforts visant à faciliter l'élimination des sécrétions respiratoires (à l'aide, par exemple, de bronchodilatateurs, de drainage postural et de percussion), et l'aban-

don de l'usage du tabac par le patient. **Catégorie I**

c. Les instructions préopératoires devraient inclure des discussions sur la nécessité que le patient, au cours de la période postopératoire, tousse fréquemment, prenne des inspirations profondes et marche (aussitôt que son état le permet). Au cours de ces discussions, le patient devrait montrer qu'il est capable de tousser correctement et de prendre de grandes inspirations, et s'exercer à le faire. **Catégorie I**

d. On devrait recourir à un spiromètre pour les instructions préopératoires en vue d'inciter le patient à respirer profondément, de même que pour les soins postopératoires. **Catégorie III**

e. La thérapie et les instructions postopératoires, devraient viser à inciter le patient à tousser fréquemment, à respirer profondément et, à moins d'indications médicales contraires, à bouger dans son lit et à se lever. **Catégorie I**

f. Si on ne parvient pas, à l'aide de mesures conservatrices (mentionnées au paragraphe ci-dessus) à empêcher la rétention des sécrétions pulmonaires, on devrait, par drainage postural et percussion, aider le patient à expulser ses expectorations. **Catégorie II**

g. Si la douleur empêche le patient de tousser et de prendre des inspirations profondes, on devrait le soulager à l'aide, par exemple, d'analgésiques, d'un soutien approprié pour les plaies abdominales (oreiller placé en travers de l'abdomen par exemple), et d'anesthésie par blocage nerveux.
**Catégorie I** (Mise en garde: les narcotiques peuvent réduire le besoin de tousser et de respirer profondément).

h. On ne devrait pas recourir de façon régulière à des antibiotiques à action générale pour prévenir la pneumonie postopératoire. **Catégorie I**

2. **Lavage des mains:**

Les personnes qui entrent en contact avec des sécrétions respiratoires devraient, même si elles portent des gants, se laver les mains toute de suite après. Les personnes qui ont des contacts avec un patient chez qui une intubation a été pratiquée ou qui vient de subir une trachéotomie, devraient se laver les mains avant et après le contact. **Catégorie I**

3. **Liquides et médicaments:**

a. i) Seuls des liquides stériles devraient être vaporisés ou utilisés dans un humidificateur. Ces liquides devraient être dispensés de façon aseptique, en ce sens qu'aucune pièce d'équipement contaminée ne devrait entrer en contact avec le liquide au cours de sa distribution. **Catégorie I**

ii) Une fois qu'un gros récipient (bouteille) contenant du liquide destiné à être utilisé dans un nébuliseur ou un humidificateur a été ouvert, le liquide non utilisé devrait être jeté dans les 24 heures. **Catégorie II**

b. Pour l'inhalothérapie, on peut utiliser soit des ampoules monodoses soit des ampoules multidoses. Si le choix se porte sur des ampoules multidoses, ces dernières devraient être conservées (réfrigérées ou gardées à la température ambiante) conformément au mode d'emploi indiqué sur l'étiquette de l'ampoule ou sur le contenant. On ne devrait pas utiliser d'ampoule passée la date de péremption indiquée sur l'étiquette. **Catégorie II**

**4. Entretien des appareils d'inhalothérapie en usage:**

a. i) Les réservoirs de liquide devraient être remplis immédiatement avant usage, et non longtemps à l'avance. On ne devrait pas ajouter de liquide dans des réservoirs partiellement vides pour les remplir à nouveau, mais les vider avant de les remplir à nouveau. **Catégorie II**

ii) On devrait enlever l'eau de condensation dans les tubes de façon à ce qu'elle ne puisse réintégrer le réservoir. **Catégorie I**

b. i) Les nébuliseurs Venturi et leurs réservoirs devraient être changés régulièrement et remplacés toutes les 24 heures par des appareils stérilisés ou désinfectés. **Catégorie I**

ii) Les autres nébuliseurs (y compris ceux qui sont utilisés pour pulvériser des médicaments) et leurs réservoirs, de même que les humidificateurs à volume élevé et leurs réservoirs, devraient être changés et remplacés toutes les 24 heures par des appareils stérilisés ou désinfectés. **Catégorie II**

iii) Les humidificateurs de l'air ambiant qui projettent des gouttelettes (et qui sont donc en fait des nébuliseurs) ne devraient pas être utilisés. **Catégorie I**

c. Les réservoirs réutilisables des humidificateurs utilisés avec des prises murales d'oxygénothérapie devraient être nettoyés, rincés et séchés tous les jours. **Catégorie II** (Les réservoirs jetables à utiliser avec des dispositifs muraux d'oxygénothérapie peuvent être utilisés en toute sécurité pendant de longues périodes et on se sait pas s'il est ou non nécessaire de les changer régulièrement avant qu'ils ne soient vides.)

d. Les tubes (y compris les pinces nasales) et les masques utilisés en combinaison avec les prises murales d'oxygène devraient être changés entre chaque patient. **Catégorie I**

e. Les circuits respiratoires (y compris les tubes et les rallonges d'exhalation) devraient être changés régulièrement et remplacés par des circuits stérilisés ou désinfectés toutes les 48 heures. **Catégorie II**

f. Quand un appareil d'inhalothérapie est utilisé pour traiter un grand nombre de patients, les circuits respiratoires devraient être changés après chaque utilisation et remplacés par un circuit stérilisé ou désinfecté. **Catégorie II**

5. **Pièces jetables:**

Aucune pièce de l'équipement d'inhalothérapie conçue pour n'être utilisée qu'une fois (jetable) ne devrait être réutilisée. **Catégorie I**

6. **Entretien des pièces d'équipement réutilisables:**

a. Toutes les pièces d'équipement à stériliser ou à désinfecter devraient être minutieusement nettoyées afin d'enlever toute trace de sang, de tissus, d'aliments ou d'autres résidus. Les pièces marquées "contaminées" et ayant été utilisées par des patients soumis à un certain type d'isolement devraient être décontaminées avant ou pendant le nettoyage. **Catégorie I**
b. L'équipement d'inhalothérapie qui entre en contact avec des muqueuses devrait être stérilisé avant d'être utilisé pour d'autres patients. Si cela est impossible, on devrait procéder à une désinfection à haut degré d'efficacité. **Catégorie I**
c. Les circuits respiratoires (y compris les tubes et les valves d'exhalation), les nébuliseurs à médicaments et leurs réservoirs, les nébuliseurs Venturi et leurs réservoirs, de même que les humidificateurs à volume élevé et leurs réservoirs devraient être stérilisés ou désinfectés de façon très intensive. **Catégorie I**
d. Comme les chambres de refroidissement des nébuliseurs ultrasoniques sont difficiles à désinfecter de façon appropriée, ces chambres devraient être stérilisées au gaz (oxyde d'éthylène) ou être mises en contact pendant au moins 30 minutes avec un désinfectant puissant. **Catégorie I**
e. Le mécanismes interne des ventilateurs et des respirateurs ne devrait pas être stérilisé régulièrement ou être désinfecté entre chaque patient. **Catégorie I** (La désinfection ou la stérilisation des appareils peut ne s'imposer qu'en cas de contamination possible par des agents extrêmement dangereux tels que le virus de Lassa).
f. Les respiromètres et les autres pièces d'équipement utilisés pour surveiller plusieurs patients l'un à la suite de l'autre ne devraient pas entrer en contact direct avec des parties du circuit respiratoire. On devrait plutôt utiliser des rallonges pour relier l'équipement et le circuit repsiratoire, rallonges qui devraient être changées entre chaque patient. Si aucune rallonge n'est utilisée et que l'équipement de surveillance est directement relié à des appareils contaminés, l'équipement de surveillance devrait être stérilisé ou soumis à une désinfection à haut degré d'efficacité avant d'être utilisé pour d'autres patients. **Catégorie II**

g. Une fois qu'ils ont été utilisés pour un patient, les ballons de réanimation actionnés à la main (les ballons Ambu par exemple) devraient être stérilisés ou soumis à une désinfection à haut degré d'efficacité avant d'être utilisés pour d'autres patients. **Catégorie** I (Aucune donnée ne permet de croire que ces sacs devraient être changés régulièrement au cours de leur utilisation pour un même patient).

**7. Surveillance microbiologique:**

a. En l'absence d'épidémie ou de taux endémiques élevés d'infections pulmonaires nosocomiales, le processus de désinfection de l'équipement d'inhalothérapie ne devrait pas faire l'objet d'une surveillance se présentant sous la forme de cultures, c'est-à-dire, il n'est pas indiqué de procéder à un échantillonnage systématique. **Catégorie I**

b. À cause des difficultés que pose l'interprétation des résultats, il n'est pas recommandé de soumettre l'équipement d'inhalothérapie à un échantillonnage systématique pendant que ces appareils sont utilisés par le patient. **Catégorie I**

**8. Patient ayant subi une trachéotomie:**

a. La trachéotomie devrait se pratiquer dans des conditions d'asepsie dans une salle d'opération, sauf dans les cas où les signes cliniques indiquent que le patient doit être opéré de toute urgence ou que l'opération doit se pratiquer au lit du malade. **Catégorie I**

b. Dans le cas d'un patient venant de subir une trachéotomie, le personnel devrait recourir à des techniques "sans contact" ou porter des gants stériles aux deux mains pour toutes les manipulations à proximité de la région touchée, et ce jusqu'à ce que la plaie soit cicatrisée ou que des tissus de granulation se soient formés autour du tube. **Catégorie II**

c. i) Lorsque vient le temps de changer un tube de trachéotomie, le tube de remplacement utilisé devrait être stérile ou avoir subi une désinfection radicale. **Catégorie I**

ii) Pour le changement de tube, le personnel devrait procéder suivant une technique aseptique, notamment utiliser des gants et des champs stériles. **Catégorie II**

**9. Aspiration des sécrétions contenues dans les voies respiratoires:**

a. Le risque de contamination croisée et de traumatisme excessif s'accroît avec la fréquence des aspirations. On ne devrait donc pas procéder à des aspirations de façon régulière, mais seulement au besoin pour réduire les sécrétions lorsqu'elles sont abondantes comme on peut être amené à le constater lorsque le patient éprouve davantage de difficulté à respirer ou que sa respiration s'accompagne d'un "gargouillement" aisément audible. **Catégorie I**

b. Pour les aspirations, le personnel devrait procéder à l'aide d'une technique "sans contact" ou porter des gants aux deux mains. **Catégorie I** (Bien que le personnel devrait changer de gants entre chaque aspiration, le port de gants stériles n'est pas obligatoire).

c. Une sonde stérile devrait être utilisée pour chaque série d'aspirations (entendre par là une aspiration considérée isolément ou des aspirations répétées et seulement séparées les unes des autres par de brefs intervalles requis pour nettoyer ou rincer la sonde). **Catégorie I**

d. Lorsque des mucosités tenaces se présentent et qu'il faut nettoyer la sonde, le liquide utilisé pour éliminer les sécrétions de la sonde devrait être stérile; le liquide utilisé pour une série d'aspirations et donc contaminé devrait être jeté. **Catégorie I**

e. i) Les tubes d'aspiration (jusqu'au récipient collecteur) devraient toujours être changés entre chaque patient. **Catégorie I**

ii) Il n'est pas nécessaire de changer ou de vider les récipients collecteurs qui ne servent que pour un patient. **Catégorie III**

iii) À moins qu'ils ne soient utilisés dans des unités de soins à court terme (salles de réveil ou d'urgence), les récipients collecteurs devraient être changés entre chaque patient. **Catégorie II**

iv) S'ils sont utilisés dans des unités de soins à court terme (salles de réveil ou d'urgence), les récipients collecteurs ne nécessitent pas d'être changés entre chaque patient, mais quotidiennement. **Catégorie III**

v) Au moment où ils sont changés, les récipients collecteurs réutilisables devraient êre stérilisés ou soumis à une désinfection à haut degré d'efficacité. **Catégorie II**

f. Avec les appareils d'aspiration portatifs, qui peuvent propulser des aérosols contaminés, des bougies filtrantes très efficaces devraient être utilisées entre le récipient collecteur et le dispositif d'aspiration. **Catégorie III** (Lorsqu'elles sont utilisées avec des prises murales d'aspiration, ces bougies filtrantes ne sont pas utiles, estime-t-on, pour combattre l'infection).

**10. Protection des patients contre la contagion par d'autres patients ou des membres du personnel:**

a. Les patients susceptibles de souffrir d'infections respiratoires transmissibles devraient être isolés conformément aux indications de la nouvelle édition de: "Isolation Techniques for Use in Hospitals". **Recommandation non incluse dans une catégorie.**

b. Les membres du personnel qui souffrent d'infections respiratoires ne devraient pas s'occuper directement de patients à

haut risque tels que les nouveau-nés, les jeunes enfants, les malades souffrant de bronchopneumopathie chronique obstructive ou dont les défenses immunitaires sont affaiblies. **Catégorie II**

c. Si on prévoit une épidémie de grippe, on devrait lancer un programme de prévention à l'intention de tout le personnel soignant et des patients à haut risque. Ce programme pourrait inclure le vaccin contre la grippe et une chimioprophylaxie antivirale. **Catégorie I**

**Bibliographie**


1. Sanford, J.P. et Pierce, A.K. "Lower respiratory tract infections"; Bennett, J.V. Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston; Little; 255-286;1979.

2. Gross, P.A. Neu, H.C. Aswapokee, P. et coll. "Deaths from nosocomial infections: Experience in a university hospital and community hospital"; Am J Med 68:219-223;1980.

3. Stevens, R.M. Teres, D. Skillmann, J.J. et coll. "Pneumonia in an intensive care unit"; Arch Intern Med 134:106-11;1974.

4. Klatersky, J. Carpentier-Meunier, F. Kahan-Coppens, L. et coll. "Endoctracheally administered antibiotics for gram-negative bronchopneumonia"; Chest 75:586-91;1969.

5. Grayhill, J.R. Marshall, L.W. Charache P. et coll. "Nosocomial pneumonia: A continuing major problem"; Am Rev Resp Dis 108:1130-1140;1973.

6. Eickhoff, T.C. Brachman, P.S. Bennett, J.V. et coll. "Surveillance of nosocomial infections in community hospitals; I. Surveillance methods, effectiveness and initial results", J Infec Dis 120:305-317;1969.

7. Barrett, F.F. Casey, J.I. et Finland M. "Infections and antibiotic use among patients at Boston City Hospital"; N Engl J Med 278:5;1978.

8. Haley, R.W. Hooton, T.M. Culver, D. et coll. "Nosocomial infections in US hospitals, 1975-1976: Estimated frequency by selected characteristics of patients"; Am J Med 70:947-959;1980.

9. Huxley, E.J. Viroslav, J. Gray, W.R. et coll. "Pharyngeal aspiration in normal adults and patients with depresed consciousness"; Am J Med 64:564-568;1978.

10. Johanson, W.G. Pierce, A.K. et Sanford, J.P. "Changing pharyngeal bacterial flora of hospitalized patients: Emergence of gram-negative bacilli"; N Engl J Med 281:1137-1140;1969.

11. Rosenthal, S. et Tager, I.B. "Prevalence of gram-negative rods in the normal pharyngeal flora"; Ann Intern Med 83:355-357;1975.

12. Johanson, W.G. Pierce, A.K. Sanford, J.P. et coll. "Nosocomial respiratory infections with gram negative bacilli: The significance of colonization of the respiratory tract"; Ann Intern Med 77:701-706;1972.

13. Reinarz, J.A. Pierce, A.K. Mays, B.B. et coll. "The potential role in inhalation therapy equipment in nosocomial pulmonary infections"; J Clin Invest 44:831-839;1965.

14. Pierce, A.K. Sanford, J.P. Thomas, G.D. et coll. "Long-term evaluation of decontamination of inhalation therapy equipment and the occurrence of necrotizing pneumonia"; N Engl J Med 282:528-531;1970.

15. Valenti, W.M. Hall, C.B. Douglas, R.G. Jr, et coll. "Nosocomial viral infections: I. Epidemiology and significance"; Infect Control 1:33-37;1981.

16. Hall, C.B. "Nosocomial viral respiratory infections: Perennial weeds on pediatric wards"; Am J Med 70:670-676;1981.

17. Chanock, R.M. Kim, H.W. Vargosko, A.J. et coll. "Respiratory syncytial I. Virus recovery and other observations during 1960 Outbreak of bronchiolitis, pneumonia and respiratory diseases in children"; JAMA 176:647-653;1961.

18. Hoffman, P.C. et Dixon, R.E. "Control of influenza in the hospital"; Ann Intern Med 87:725-728;1977.

19. Hall, C.B. et Douglas, R.G. Jr. "Nosocomial influenza infection as a cause of intercurrent fevers in infants"; Pediatrics 55:673-677;1975.

20. Williams, D.M. Krick, J.A. Remington, J.S. "Pulmonary infections in the compromised host"; Am Rev Resp Dis 114:359-394, 593-627;1976.

21. Arnow, P.M. Anderson, R.L. Mainous, P.D. et coll. "Pulmonary aspergillosis during hospital renovation"; Am Rev Respir Dis 118:49-53;1978.

22. Dondero, T.J. Jr. Rendtorff, R.C. Mallison, G.F. et coll. "An outbreak of Legionnaires' disease associated with a contaminated air conditioning cooling tower"; N Eng J Med 302:365-370;1980.

23. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Coleman, M.L. et coll. "Risk factors for postoperative pneumonia"; Am J Med 70:677-680;1981.

24. Stein, M. et Cassara, E.L. "Prospective pulmonary evaluation and therapy for surgical patients"; JAMA 211:787-790;1979.

25. Bartlett, R.H. Gazzaniga, A.B. Geraghty TR. "Respiratory maneuvers to prevent postoperative pulmonary complications. A critical review"; JAMA 224:1017-1021;1973.

26. Pontoppidan, H. "Mechanical aids to lung expansion in non-intubated patients"; Am Rev Resp Dis 122(suppl):109-119; 1980.

27. Mackenzie, C.F. Ciesla, N. Imle, P.C. et coll. Chest physiotherapy in the intensive care unit ; Baltimore; Williams & Wilkins, 1981.

28. Bartlett, J.G. et Corbach, S.L. "The triple threat of aspiration pneumonia"; Chest 68:560-566;1975.

29. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Webster, C. et coll. "Failure of bacterial filters to reduce the incidence of pneumonia after inhalation anesthesia"; Anesthesiology 54:364-368;1981.

30. Cross, A.S. et Roup, B. "Role of respiratory assistance devices in endemic nosocomial pneumonia"; Am J Med 70:681-685;1981.

31. Klaterski, J. Hensgens, C. Noterman, J. et coll. "Endotracheal antibiotics for the prevention of tracheobroncheal infections in tracheotomized unconscious patients. A comparative study of gentamicin and aminoidin-polymixin B combination"; Chest 68:302-306;1975.

32. Klick, J.M. du Moulin, G.C. Hedley-Whyte, J. et coll. "Prevention of negative bacillary pneumonia using polymyxin aerosol as prophylaxis: II. Effects on the incidence of pneumonia in seriously ill patients"; J Clin Invest 55:514-519;1979.

33. Feely, T.W. du Moulin, G.C. Hedley-Whyte, J. et coll. "Aerosol polymixin and pneumonia in seriously ill patients"; N Engl J Med 293:471-475;1975.

34. Sprunt, K. et Redman, W. "Evidence suggesting importance of role of interbacterial inhibition in maintaining balance of normal flora"; Ann Intern Med 68:579-590;1968.

35. Hall, C.B. et Douglas, R.G. Jr. "Nosocomial respiratory syncytial viral infections. Should gowns and masks be used?"; Am J Dis Child 135:512-515;1981.

## IV. GUIDE DE PRÉVENTION DES INFECTIONS DES VOIES URINAIRES


| | Page |
|---|---|
| Introducton | 70 |
| Épidémiologie | 70 |
| Mesures de prévention | 71 |
| Recommandations | 75 |
| Bibliographie | 78 |

## Introduction

L'arbre urinaire est le foyer d'infections nosocomiales le plus courant puisqu'il compte pour plus de 40 p. 100 de la totalité des cas signalés par les hôpitaux de soins de courte durée, et qu'on estime à 600 000 par année le nombre des patients atteints (1).

La plupart de ces infections (66 à 86 %) se produisent après l'exploration instrumentale des voies urinaires et ce, plus particulièrement lorsqu'il y a eu cathétérisme (2). Bien qu'on ne puisse prévenir toutes les infections des voies urinaires associées à l'utilisaton de cathéters, on estime qu'on pourrait en éliminer un bon nombre si l'on voyait à ce que les sondes à demeure soient utilisées de façon appropriée. Les recommandations qui suivent ont trait aux soins des patients porteurs d'une **sonde à demeure** ou d'un **cathéter urétro-vésical.** Les patients qui ont besoin d'une sonde installée en permanence et ceux qui requièrent un cathétérisme intermittent ne présentent pas nécessairement les mêmes besoins. Le genre de soins les plus indiqués pour ces patients et pour les autres qui font l'objet d'autres types de drainage doit être déterminé pour chaque cas particulier.

## Épidémiologie

Le risque de contracter une infection des voies urinaires est tributaire de la méthode et de la durée du cathétérisme, de la qualité des soins donnés et de la sensibilité de l'hôte. Les taux d'infections signalés varient grandement, puisqu'ils vont de 1 à 5 p. 100 après un bref cathétérisme (3) jusqu'à 100 p. 100 à toutes fins utiles dans les cas des patients qui portent une sonde à demeure avec drainage dans un système ouvert pendant plus de quatre jours (4). L'adoption de méthodes de drainage urinaire fermé a réduit considérablement le risque d'infection associé au port d'une sonde, mais le risque est encore élevé. Comme des études récentes l'ont montré, dans les salles d'hôpitaux où se déroule une activité intense, plus de 20 p. 100 des patients porteurs d'une sonde avec système de drainage fermé sont susceptibles de contracter une infection (5,6). Ces études ont en outre permis de constater que des erreurs sont souvent commises pour ce qui est de garder stérile le système de drainage fermé, erreur qui prédispose les patients à contracter des infections. Parmi les facteurs relatifs à l'hôte qui peuvent accroître le risque d'infection des voies urinaires associé au port d'une sonde, on peut citer un âge avancé, un état de débilitation et le post-partum (7,8).

Les infections des voies urinaires associées au port d'une sonde sont généralement présumées bénignes. Chez des patients par ailleurs en santé, de telles infections sont souvent asymptomatiques et peuvent se résoudre spontanément avec le retrait de la sonde. Il arrive parfois, cependant, que l'infection persiste et entraîne des complications telles que: prostatite, épididymite, cystite, pyélonéphrite et septicémie gram-négatif, et ce, tout particulièrement chez les patients à haut risque (8). La dernière complication citée est grave, car elle est

associée à un taux de mortalité élevé. Heureusement, toutefois, on ne la rencontre que chez moins de 1 p. 100 des patients porteurs d'une sonde (9,10). Dans l'ensemble, on peut dire que les chercheurs se sont très peu penchés sur les causes naturelles des infections des voies urinaires associées au port d'une sonde.

Les infections urinaires associées au port d'une sonde sont causées par divers agents pathogènes, parmi lesquels on peut citer: Escherichia coli, Klebsiella, Proteus, Streptococcus faecalis, Pseudomonas, Enterobacter, Serratia, et Candida. Beaucoup de ces micro-organismes font partie de la flore intestinale endogène du patient, mais ce dernier peut aussi les acquérir par contamination croisée transmise par d'autres patients ou par des membres du personnel hospitalier ou par le biais d'une exposition à des solutions contaminées ou à des appareils non stériles (11,12). Des agents pathogènes des voies urinaires tels que Serratia marcescens et Pseudomonas cepacia revêtent un caractère particulier sur le plan épidémiologique. Comme ces micro-organismes n'ont pas l'habitude de résider dans le tractus gastro-intestinal, leur prélèvement chez des patients porteurs d'une sonde donne à entendre qu'ils sont acquis par voie exogène (13,14).

Qu'ils proviennent de sources endogènes ou exogènes, les micro-organismes qui causent des infections atteignent les voies urinaires en empruntant plusieurs voies. Les micro-organismes qui se trouvent dans le méat urinaire ou dans la partie distale de l'urètre peuvent pénétrer directement dans la vessie au moment où la sonde y est introduite. De façon générale, cependant, peu d'infections ont été signalées après un bref cathétérisme simple (4), ce qui laisse entendre que les micro-organismes introduits dans la vessie de cette façon sont généralement éliminés au moment de la miction ou par les mécanismes antibactériens de la muqueuse vésicale (15). Lorsque des sondes à demeure sont utilisées, les micro-organismes qui causent des infections peuvent atteindre la vessie en longeant la paroi extérieure de la sonde dans l'enveloppe fibreuse de l'urètre (16,17) ou l'intérieur de la sonde quand il y a eu contamination du sac collecteur ou de l'embout du drain de la sonde (5, 6). Cette dernière voie de contamination est importante, car on a réussi à réduire considérablement les infections en utilisant des systèmes de drainage urinaire fermé. Néanmoins, si l'on peut garder stérile un circuit de drainage fermé, la migration extraluminale des micro-organismes dans l'espace périuréthral devient une voie relativement plus importante de pénétration des micro-organismes dans la vessie (17).

**Mesures de prévention**

On estime que quatre millions de patients subissent chaque année un cathétérisme urinaire et sont donc exposés à un risque d'infection associé au port d'une sonde et aux séquelles qui peuvent en résulter. L'une des plus importantes mesures de prévention qui peut être prise

consiste à limiter l'utilisation de sondes urinaires à des patients soigneusement choisis, et à réduire de ce fait la population à risque. De façon générale, le cathétérisme urinaire est indiqué dans les cas suivants:

- pour soulager l'obstruction des voies urinaires;
- pour permettre le drainage urinaire chez les patients souffrant d'un dysfonctionnement vésical neurogène ou de rétention urinaire;
- en complément d'une chirurgie urologique ou d'un autre type d'intervention sur des structures adjacentes;
- pour obtenir une mesure exacte de la diurèse chez les patients en phase critique.

En fait, on devrait éviter de recourir au cathétérisme urinaire comme mode de prélèvement d'urine à des fins de culture ou pour certains tests diagnostiques tels que l'ionogramme urinaire, lorsque le patient peut uriner volontairement, ou pour suppléer à des soins infirmiers chez les patients incontinents.

Pour certaines populations particulières, il est possible de recourir à d'autres méthodes de drainage urinaire que celle de la sonde à demeure. Le drainage par sonde Condom peut se révéler utile dans le cas des patients de sexe masculin qui souffrent d'incontinence, mais sans qu'il y ait obstruction du débit ni altération du réflexe de la miction. L'utilisation de ce type de sonde requiert néanmoins des soins infirmiers méticuleux si l'on veut éviter des complications locales, telles que macération de la peau ou phimosis. En outre, les patients qui font l'objet de ce type de drainage sont portés (s'ils sont agités par exemple) à manipuler souvent la sonde, tendance qu'on a pu associer à un risque accru d'infection des voies urinaires (18). L'utilisation de couches absorbantes jetables s'est révélée une méthode de rechange utile pour certains patients incontinents. On doit prendre soin de changer ces couches au besoin pour éliminer le risque d'irritation de la peau. Une autre méthode de rechange est celle du drainage par sonde sus-pubienne qui est surtout utilisée pour les patients traitées dans des services de gynécologie ou d'urologie. Bien que les données préliminaires dont on dispose concernant le risque d'infection associé à l'utilisaton de ce type de sonde soient encourageantes (19,20), les mérites de ce type de sonde pour ce qui est de la prévention des infections restent à prouver par le biais d'études cliniques contrôlées. Pour certains types de patients souffrant d'un dysfonctionnement des mécanismes d'évacuation de la vessie, les patients souffrant de lésions à la moelle épinière ou les enfants souffrant de méningo-myélocèle par exemple, une quatrième méthode, celle du cathétérisme intermittent, est fréquemment utilisée. La méthode du cathétérisme intermittent "sans contact" recommandée par Guttmann (21) est généralement réservée aux patients hospitalisés pour des lésions à la moelle épinière et se trouvant dans la phase aiguë, tandis que la méthode propre, non stérile de Lapides (22) est fréquemment utilisée dans le cas des patients ambulatoires chez qui la pratique de l'insertion d'une sonde aseptique pose des difficultés.

Comme pour le cathétérisme par sonde sus-pubienne, néanmoins, il reste à déterminer à l'aide d'essais cliniques bien conçus l'efficacité relative du cathétérisme intermittent par l'une et l'autre méthode et du cathétérisme par sonde à demeure pour ce qui est de réduire au minimum le risque d'infection.

Pour les patients qui requièrent un cathétérisme par sonde à demeure, l'adhésion à un système de drainage urinaire fermé stérile, et ce de façon continue, constitue la pierre angulaire de la prévention des infections. Dans les cas de cathétérisme à court terme, cette mesure seule peut réduire le taux d'infection d'un inévitable 100 p. 100 lorsque le système de drainage est ouvert, à moins de 25 p. 100 (5). Toutes les autres interventions peuvent être considérées comme des mesures d'appoint, étant donné qu'aucune ne s'est révélée aussi efficace pour ce qui est de réduire la fréquence des infections des voies urinaires associées à l'usage d'une sonde.

On a essayé d'améliorer la conception du système de drainage urinaire fermé en modifiant ou en complétant l'unité de base mise au point et largement adoptée dans les année 60. Deux modifications, l'addition d'un orifice pour le prélèvement de spécimens d'urine dans le tube de drainage et le système préassemblé réunissant sonde et tube collecteur se présentent comme des améliorations logiques puisque l'une et l'autre limitent ou préviennent la nécessité d'ouvrir le système, et éliminent de ce fait l'un des facteurs qui prédisposent les patients aux infections comme on a pu l'établir (6). Parmi les autres modifications qui ont été apportées au système, on peut citer l'insertion de prises d'air, de dispositifs pour l'écoulement goutte à goutte et d'une soupape de non-retour conçue pour prévenir le reflux de l'urine contaminée, ainsi que l'addition de peroxyde d'hydrogène, de chlorhexidine ou d'hypochlorite dans le cas collecteur en vue d'éliminer les micro-organismes qui pourraient s'y loger. Bien que ces modifications soient avantageuses théoriquement, rien ne prouve encore qu'elles soient efficaces pour ce qui est de réduire la fréquence des infections associées à l'usage d'une sonde. Par ailleurs, des systèmes de drainage trop compliqués peuvent être difficiles à utiliser ou plus susceptibles que des systèmes plus simples de mal fonctioner (5). Ces derniers facteurs peuvent influer sur les préférences du personnel hospitalier pour ce qui est des systèmes jugés les plus valables et nuire à la prévention des infections en dernière analyse.

Les autres efforts qui ont été déployés en vue de réduire l'incidence des infections associées à l'utilisation de sondes visaient à:

- empêcher les micro-organismes présents dans le méat de pénétrer dans la vessie;
- éliminer les micro-organismes qui réussissent à pénétrer dans les voies urinaires avant qu'ils ne se mettent à proliférer (23).

Pour le premier de ces objectifs, les mesures à prendre incluent l'insertion aseptique d'une sonde, le lavage quotidien du méat, de même que l'application quotidienne d'onguents ou de solutions antimicrobiens. Si l'on en juge par les résultats d'études récentes qui ont montré que les patients soumis à un cathétérisme et dont le méat renferme des bacilles gram-négatifs ou des entérocoques sont exposés à un risque accru d'infections subséquentes (17,24), ces mesures revêtent une valeur théorique et sont susceptibles de retarder ou de prévenir les infections. De façon générale, les essais cliniques qui ont été effectués en vue de montrer l'efficacité de ces mesures n'étaient pas bien conçus ou n'incluaient pas l'utilisation d'un système fermé de drainage urinaire. Néanmoins, deux études prospectives avec groupes de contrôle effectuées récemment par le même groupe de recherche ont montré que les soins méatiques, tels qu'ils sont communément administrés présentement (soit un nettoyage deux fois par jour à l'aide d'une solution de povidone-iode suivi par l'application d'un onguent de povidone-iode ou un nettoyage par jour avec de l'eau et du savon) sont inefficaces pour ce qui est de réduire la fréquence des infections associées à l'utilisation d'une sonde chez les patients soumis à un drainage urinaire par système fermé (25,26). Quant aux autres régimes de soins possibles (applications fréquentes, concentrations plus ou moins fortes ou utilisation d'agents antimicrobiens différents), de nouvelles évaluations s'imposent en vue d'en déterminer la valeur.

Les mesures de prévention des infections visant à éliminer les micro-organismes présents dans les voies urinaires avant qu'ils ne se mettent à proliférer et ne causent des infections incluent l'irrigation de la vessie et l'utilisation d'antibiotiques prophylactiques à action générale. Une étude contrôlée a montré que l'irrigation continue de la vessie avec des antibiotiques non absorbables était associée à une interruption fréquente du système de drainage fermé et ne s'accompagnait pas d'une réduction de la fréquence des infections associées à l'utilisation d'une sonde (27). On ne sait pas, cependant, si ce type d'irrigation serait efficace si l'on pouvait maintenir l'intégrité du système de drainage fermé. Plusieurs études récentes ont montré que les antibiotiques prophylactiques à action générale retardent l'émergence d'une infection associée à l'usage d'une sonde (6,28), mais que cet effet de protection est temporaire et qu'il est associé à la sélection de micro-organismes résistant aux antibiotiques. La controverse concernant la valeur des antibiotiques prophylactiques à action générale demeure donc irrésolue.

Lorsqu'on s'attend à ce que des infections croisées provoquent une éclosion d'infections associées à l'usage de sondes, on devrait prendre des mesures supplémentaires (29). Dans plusieurs cas d'éclosions d'infections nosocomiales des voies urinaires, des patients soumis à un cathétérisme et présentant des infections asymptomatiques ont constitué des réservoirs non décelés de micro-organismes infectieux, les mains des personnes chargées des soins aux patients ayant agi comme mécanismes de transmission, a-t-on pu supposer (13,14). Lors de ces éclosions, l'adoption de mesures visant à prévenir les infections

croisées, avec insistance notamment sur le lavage des mains et l'isolement des patients soumis à un cathétérisme, et surtout leur éloignement des patients aux prises avec une infection, a réussi à endiguer la contagion. En l'absence d'épidémies ou de cas fréquents d'infections croisées, l'isolement des patients soumis à un cathétérisme offre une protection moins efficace contre les infections associées à l'usage d'une sonde.

On a recommandé de procéder régulièrement à une surveillance bactériologique des patients soumis à un cathétérisme en vue d'assurer un diagnostic et un traitement précoces des infections des voies urinaires (8). La valeur possible de cette surveillance en tant que mesure de prévention des infections repose sur son utilité potentielle pour ce qui est de détecter les cas d'infections non décelables cliniquement, de les traiter et, par voie de conséquence, de réduire les risques d'infections croisées, étant donné que les personnes atteintes peuvent constituer des réservoirs d'agent pathogènes dans l'hôpital. Quoi qu'il en soit, les mérites potentiels de la surveillance bactériologique à des fins de prévention des infections restent à déterminer.

**Recommandations**

1. **Personnel:**

   a. Seules les personnes (le personnel hospitalier, les membres de la famille ou les patients eux-mêmes) qui connaissent les techniques appropriées pour l'insertion et le maintien d'une sonde dans des conditions d'asepsie devraient manipuler des sondes (5,6,8). **Catégorie I**
   b. Le personnel hospitalier et les autres personnes qui ont à manipuler des sondes devraient suivre périodiquement des séances de formation en cours d'emploi visant à leur rappeler les techniques appropriées et les complications qui peuvent résulter d'un cathétérisme urinaire. **Catégorie II**

2. **Utilisation de sondes:**

   a. Des sondes urétro-vésicales ne devraient être insérées qu'au besoin et être laissées en place aussi longtemps que requis. Ces sondes ne devraient pas être utilisées dans le seul but de faciliter le travail du personnel soignant. **Catégorie I**
   b. Pour certains patients, d'autres méthodes de drainage urinaire telles que le drainage par sonde Condom, l'utilisation de couches absorbantes jetables, le cathétérisme sus-pubien et le cathétérisme urétral intermittent peuvent remplacer utilement le cathétérisme par sonde à demeure (8,19,21,22). **Catégorie III**

**3. Lavage des mains:**

Les personnes qui manipulent la sonde ou la région où cette dernière est installée devraient se laver les mains immédiatement avant et après la manipulation (14,30). **Catégorie I**

**4. Insertion de la sonde:**

a. Les sondes devraient être insérées suivant une technique aseptique et à l'aide d'instruments stériles (8,16,31). **Catégorie I**
b. Pour l'insertion, des gants, des draps, des éponges et une solution antiseptique appropriée au lavage périurétral, de même qu'un paquet de gelée lubrifiante ne contenant que la quantité de gelée requise pour une seule utilisation devraient être utilisés. **Catégorie II**
c. On devrait veiller à ce que la sonde utilisée, tout en fournissant un drainage satisfaisant, soit la plus petite possible, afin de réduire au minimum le traumatisme urétral (8). **Catégorie II**
d. Une fois insérées, les sondes à demeure devraient être fixées de façon appropriée afin d'éviter qu'elles ne se déplacent et n'exercent une traction sur l'urètre (31). **Catégorie I**

**5. Drainage fermé stérile:**

a. Un système de drainage continu, fermé et stérile devrait être maintenu (5,6,27). **Catégorie I**
b. Le cathéter et le tube de drainage ne devraient pas être débranchés à moins que la sonde ne doive être irriguée (voir recommandation 6 concernant l'irrigation). **Catégorie I**
c. Si le système accuse des fuites ou qu'il est débranché, ou si la technique aseptique accuse des lacunes, on devrait remplacer le système collecteur à l'aide d'une technique aseptique après avoir désinfecté l'embout entre le tube et la sonde. **Catégorie III**

**6. Irrigation:**

a. S'il est nécessaire de procéder à une irrigation afin de prévenir une obstruction due à un saignement (après une chirurgie de la prostate ou de la vessie par exemple), on devrait procéder à une irrigation continue à l'aide d'une sonde à trois voies. On devrait en outre désinfecter l'embout au moment où l'on change ce dernier ou lorsqu'on débranche le système d'irrigation et la sonde. **Catégorie I**
b. Si l'on doit procéder à une irrigation pour diminuer l'obstruction due à d'autres causes, on devrait recourir à une méthode intermittente d'irrigation. **Catégorie II**
c. On devrait désinfecter l'embout entre la sonde et le tube avant de débrancher le système. **Catégorie II**

d. On devrait utiliser une seringue stérile de bonne dimension et une solution d'irrigation stérile, puis les jeter. La personne qui procède à l'irrigation devrait utiliser une technique aseptique. **Catégorie I**

e. Lorsqu'un cathéter s'obstrue et qu'on ne peut le garder ouvert qu'à l'aide de fréquentes irrigations, on devrait le changer si l'on estime que la sonde elle-même peut contribuer à l'obstruction (à la formation de concrétions, par exemple). **Catégorie II**

f. On ne devrait pas recourir à une irrigation continue de la vessie en vue de prévenir les infections, étant donné que rien ne prouve que cette méthode soit valable. **Catégorie II**

**7. Prélèvement de spécimens:**

a. Pour recueillir de petites quantités d'urine à des fins de culture, on ne devrait s'en tenir qu'à des aspirations à l'aiguille dans l'orifice prévu à cette fin ou à l'extrémité distale du cathéter. L'orifice devrait être désinfecté avant l'aspiration. **Catégorie I**

b. Quant aux échantillons plus importants d'urine requis à des fins d'analyse, on devrait les prélever dans le sac de drainage suivant une méthode aseptique. **Catégorie I**

**8. Débit urinaire:**

a. Un débit continu devrait être maintenu (6,8). **Catégorie I** Il est nécessaire, à l'occasion, d'obstruer temporairement le cathéter pour procéder au prélèvement de spécimens ou à d'autres fins médicales.

b. Pour que l'urine circule librement:
   i) on devrait empêcher la sonde et le tube collecteur de s'entortiller;
   ii) on devrait vider régulièrement le sac collecteur à l'aide d'un récipient collecteur distinct pour chaque patient (le récipient collecteur non stérile et le robinet ne devraient jamais entrer en contact) (33);
   iii) on devrait irriguer un cathéter obstrué ou fonctionnant mal (voir la recommandation 6 concernant l'irrigation) ou le remplacer au besoin;
   iv) on devrait toujours garder le sac collecteur en bas du niveau de la vessie. **Catégorie I**

**9. Soins du méat:**

Bien que des soins méatiques puissent être requis à des fins d'hygiène et pour assurer le confort du patient, deux études récentes montrent que les nettoyages à l'aide de povidone-iode ou de savon et d'eau ne réduisent pas l'incidence des infections des voies urinaires associées à l'utilisation d'une sonde (25,26). **Catégorie I**

**10. Intervalles entre les changements de sonde**

Les sondes à demeure ne devraient pas être changées à des intervalles fixés arbitrairement (34). **Catégorie II**

**11. Isolement des patients soumis à un cathétérisme:**

Pour réduire au minimun les risques d'infections croisées, les patients soumis à un cathétérisme et souffrant d'une infection provoquée par des micro-organismes résistant aux aminosides ne devraient pas être placés dans des lits adjacents à des lits occupés par d'autres patients soumis à un cathétérisme mais n'ayant pas d'infection (29). **Catégorie III**

**12. Surveillance bactériologique:**

Il n'a pas été prouvé qu'une surveillance bactériologique régulière des patients soumis à un cathétérisme soit une mesure efficace de prévention des infections, et il n'est pas recommandé de procéder à ce genre de surveillance (35). **Catégorie III**

**13. Matériel d'appoint:**

a. On devrait fournir à chaque patient un récipient collecteur d'urine en acier inoxydable d'une capacité d'un litre pour son usage exclusif, et on devrait stériliser ce contenant avant de le remettre à un autre patient (36). **Catégorie I**
b. Le matériel utilisé pour déceler le sucre dans l'urine des diabétiques (tube à essai, compte-gouttes) ne devrait servir qu'à un patient et être jetable (36). **Catégorie I**
c. Les uromètres peuvent servir de réservoirs pour des micro-organismes infectieux; ils ne devraient donc servir qu'à un patient et être stérilisés à froid après usage (36). **Catégorie I**

**Bibliographie**


1. Center for Disease Control; National Nosocomial Infections Study report: Atlanta: Centre for Disease Control; novembre 1979:2-14.

2. Martin, C.M. et Brookrajian, E.N. "Bacteriuria prevention after indwelling urinary catheterization"; Arch Inter Med 110:703-11;1962.

3. Turck, M. Goffe, B. et Peersdorf, R.G. "The urethral catheters and urinary tract infection"; J Urol 88:834-7;1962.

4. Kass, E.H. "Asymptomatic infection of the urinary tract"; Trans Assoc Am Physicians 69:56-63;1956.

5. Kunin, C.M. and McCormick, R.C. "Prevention of catheter induced urinary tract infection by sterile closed drainage"; N Engl J Med 274:1155-61;1966.

6. Garibaldi, R.A. Burke, J.P. Dickmann, M.L. et Smith C.B. "Factors predisposing to bacteriuria during indwelling urethral catheterization"; N Engl J Med 291:215-9;1974.

7. Brunfitt, W., Davies, B.L. et Rosser, I. "The urethral catheter as a cause of urinary tract infection in pregnancy and puerperium"; Lancet 2:1059-61;1962.

8. Kunin, C.M. "Detection, prevention and management or urinary tract infections"; 3e ed. Philadelphia; Lea and Febiger; 1979.

9. Steere, A.C. Stamm, W.E. Martin, S.M. et Bennett JV. "Gram negative rod bacteremia"; Bennett, J.V. et Brachman, P.S. eds. Hospital Infections; Boston; Little, Brown and Company; 508-18;1979.

10. Kreger, B.E. Craven, D.E. et McCabe, W.R. "Gram negative bacteremia IV: Re-evaluation of clinical features and treatment in 612 patients"; Am J Med 68:344-55;1980.

11. Selden, R. Lee. S. Wang, W.L.L. et coll. "Nosocomial Kelbsiella infections, intestinal colonization as a reservoir"; Ann Intern Med 1971;74:657-61.

12. McLeod, J.W. "The hospital urine bottle and bedpan as reservoirs of infection by Pseudomonas"; Lancet 1:394-5;1958.

13. Maki, D.G. Hennekens, C.H. Bennett, J.V. et coll. "Nosocomial urinary tract infections with Serratia marcesens: an epidemiologic study 1973"; J Infec Dis 128:759-87.

14. Kaslow, K.A. Lindsey, J.O. Bisno, A.L. et Price A. "Nosocomial infection with highly resistant Proteus retigeri. Report of an epidemic"; Am J Epidemiol 104:728-86;1976.

15. Nordon, C.W. Green, G.M. et Kass, E.H. "Antibacterial mechanisms of the urinary bladder"; J Clin Invest 47:2689-700;1968.

16. Kass, E.H. et Schneiderman, L.J. "Entry of bacteria into the urinary tract of patients with inlying catheters"; N Engl J Med 256:556-7;1957.

17. Garibaldi, R.A. Burke, J.P. Brett, M.R. Miller, W.A. et Smith, C.B. "Meatal colonization and catheter associated bacteriuria"; N Engl J Med 303:316-8;1980.

18. Hirsh, D.D. Painstein, V. et Mushet, D.M. "Do condom catheter collecting systems cause urinary tract infections?"; JAMA 242:340-1;1979.

19. Hodgkinson, C.P. et Hodari, A.A. Trocar suprapubic cystostomy for postoperative bladder drainage in the female"; J. Obstet Gynecol 96:773-83;1966.

20. Marcus, R.T. "Marrow bore suprapubic bladder drainage in Uganda"; Lancet 1:748-50;1967.

21. Guttmann, L. et Frankel, H. "The value of intermittent catheterization in the early management of traumatic paraplegia and tetraplegia"; Paraplegia 4:63-83;1966.

22. Lapides, J. Diokno, A.C. Gould, F.R. Lowe, B.S. "Further observations on self catheterization"; J Urol 116:169-71;1976.

23. Sanford, J.P. "Hospital-acquired urinary tract infections"; Ann Intern Med 60:903-14;1964.

24. Garibaldi, R.A. Britt, M.R. Miller, W.A. Steinmuller, P. et Burke, J.P. "Evaluation of periurethral colonization as a risk factor for catheter associated bacteriuria"; Proceedings of the 16th Interscience Conference on Antimicrobial Agents and Chemotherapy, Chicago 1976;142.

25. Britt, M.R. Burke, J.P. Miller, W.A. Steinmuller, P. et Garibaldi, R.A. "The noneffectiveness of daily meatal care in the prevention of catheter associated bacteriuria"; Proceedings of the 16th Interscience Conference on Antimicrobial Agents and Chemotherapy; Chicago 1976;141.

26. Burke, J.P. Garibalidi, R.A. Britt, M.R. Jocobson, J.A. Conti, M. et Alling, D.W. "Prevention of catheter-associated urinary tract infections: Efficacy of the meatal care regimens"; Proceedings of the 2nd International Conference on Nosocomial Infections; Atlanta; 4-8 août 1980. Am J Med Press.

27. Warren, J.W. Platt, R. Thomas, K.J. Rosner, B. et Kass, E.H. "Antibiotic irrigation and catheter associated urinary tract infections"; N Engl J Med 299:570-73;1878.

28. Britt, M.R. Garibaldi, R.A. Miller, W.A. Hebertson, R.M. et Burke, J.P. "Antimicrobial prophylaxis for catheter-associated bacteriuria"; Antimicrob Agents Chemother 11:240-3;1977.

29. Maki, D.G. Hennekens, C.H. et Bennett, J.V. "Prevention of catheter associated urinary tract infection, an additional measure"; JAMA 22:1270-1;1972.

30. Steere, A.C. et Mallison, G.F. "Handwashing practices for the prevention of nosocomial infections"; Ann Intern Med 83:683-90;1975.

31. Desautels, R.F. Walter, C.W. Graves, R.C. et coll. "Technical advances in the prevention of urinary tract infection"; J Urol 87:487-90;1962.

32. Viant, A.C. Linton, K.B. Gillespie, W.A. "Improved method for preventing movement of indwelling catheters in female patients"; Lancet 1:736-7;1971.

33. Marrie, T.J. Major, H. Gurwith, M. et coll. "Prolongued outbreaks of nosocomial urinary tract infection with a single strain of Pseudomonas aeruginosa"; Can Med J 119:593-6;1978.

34. Stamm, W.E. "Guidelines for the prevention of catheter-associated urinary tract infections"; Ann Intern Med 82:286-90;1975.

35. Mooney, B.S. Garibaldi, R.A. et Britt, M.R. "Natural history of catheter-associated bacteriuria (colonization, infection, bacteremia): Implications for protection"; Proceedings of the 11th International Congress of Chemotherapy and the 19th Interscience Conference of Antimicrobial Agents and Chemotherapy, Boston, 8-12 octobre, 1979; Washington, D.C.; The American Society of Microbiology; 1083-4;1980.

36. Marrie, T.J. Noble, M.A. Haldane, E.V. Duncan, N.H. Paterson, I. Carruthers, D. Barry, A. West, A. et McCormick, S. "Serratia marcescens - A marker for an infection control program"; Infection Control; 3:134-42;1982.

# A N N E X E

DEPARTMENT OF HEALTH & HUMAN SERVICES

Public Health Service

Centers for Disease Control
Atlanta GA 30333

Le 21 mars 1983

P. Riben, D.M.
Chef, Division de la lutte
anti-infectieuse
Bureau du contrôle des infections
Laboratoire de lutte contre la maladie
Ottawa (Ontario) K1A 0L2

Monsieur,

En réponse à votre lettre du 28 février 1983, il me fait plaisir de vous signaler que vous pouvez modifier le document intitulé CDC Guidelines for the Prevention and Control Nosocomial Infections de façon à l'adapter à la situation canadienne et à ce qu'il soit le plus utile possible pour les hôpitaux canadiens. Comme notre travail est financé à même des fonds publics, les documents que nous produisons relèvent du domaine public et ne sont pas assujettis à des lois. Dans la pratique, nous sommes favorables à l'adaptation de ces documents aux situations particulières. Dans le cas qui nous occupe, par exemple, il serait indiqué de substituer au nom des organismes américains concernés le nom des organismes canadiens équivalents.

Je vous encourage donc très fortement à adapter le document susmentionné et à en expédier un exemplaire à tous les hôpitaux canadiens. Si vous pensez que nous pouvons vous être utiles à cet égard, n'hésitez pas à me le signaler.

Agréez, Monsieur, mes salutations les meilleures.

Robert W. Haley, M.D.
Directeur, Hospital Infections Program
Center for Infectious Diseases